compl. get. [illegible]

REVUE MYCOLOGIQUE

Recueil trimestriel illustré, consacré à l'Etude des Champignons et des Lichens.

FONDÉ PAR

Le Commandeur C. ROUMEGUÈRE

Publié avec la collaboration de MM. : N. A. Berlèse ; Bonnet (Henri), lauréat de l'Institut ; E. Boudier, président honoraire de la Société mycologique de France ; l'abbé Brésadola, auteur des *Fungi Tridentini ;* Briosi, prof. ; Brunaud (Paul), de la Société de Botanique de France ; Cavara, dir. du jardin bot. de Catane ; Comes (O.), prof. de Botanique à l'Ecole supérieure d'agriculture de Portici ; Dangeard (Dr P.-A.), prof. à la Faculté de Poitiers ; Dr W. Farlow, prof. à l'université de Cambridge ; F. Fautrey ; Dr René Ferry ; Géneau de Lamarlière, docteur ès-sciences ; A. Giard, prof. à la Sorbonne ; Gillot (le Dr X.), de la Soc. Bot. de France ; Hariot (P.), attaché au Muséum ; Heckel (Dr Ed.), prof. de Bot. à la Faculté des sciences de Marseille ; de Istvanffi, directeur de la station centrale d'ampélologie à Budapest ; A. de Jackzewski, prof. à l'Univ. de Saint-Pétersbourg ; Karsten (Dr P.-A), auteur du *Mycologia Fennica* ; Lagerheim (Dr G. de), prof. à l'Univ. de Stockholm ; Le Breton (A.), Secrétaire de la Société des Amis des Sciences de Rouen ; Dr Lambotte, de Verviers ; F. Ludwig, prof. à Greiz ; Magnin (Dr Ant.), prof. de Bot. à la Faculté des Sciences de Besançon ; Millardet (Dr A.), prof. à la Faculté des Sciences de Bordeaux ; Niel (Eug.), président de la Soc. des Amis des Sciences, à Rouen ; Patouillard (N.), pharmacien, lauréat de l'Institut ; Rolland (Léon), président de la Société mycologique de France ; Saccardo (le Dr P.-A.), prof. à l'Université de Padoue, auteur du *Sylloge ;* Schmidt (Henri), pharmacien à Saint-Dié ; Sorokine (le Dr N.), professeur à l'Université de Kazan ; Spegazzini (Dr Ch.), prof. à l'Univ. de Buenos-Aires ; Toni (Dr P. de), adjoint au jardin de Bot. de Padoue, rédacteur du *Notarisia ;* P. Vuillemin, prof. à la Faculté de médecine de Nancy, etc.

TOULOUSE

BUREAUX DE LA RÉDACTION

37, Rue Riquet, 37

PARIS	**BERLIN**
J.-B. BAILLIÈRE ET FILS	R. FRIEDLANDER & SOHN
19, rue Hautefeuille, 19	N. W. Carlstrasse, 11

1902

TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIÈRES

DE L'ANNÉE 1902

AHRENS. Sur la fermentation sans cellules 132
BEAUVERIE. Une hépatique à thalle habité par un champignon filamenteux 80
BATAILLE (QUÉLET et). Flore monograph. des Amanites et des Lepiotes . 75
BERTRAND. Extraction du bolétol 37
— Bleuissement de certains bolets 39
BINOT. Etude bactériologique du massif du Mont-Blanc 74
BLAS LAZARO. Nouveaux champignons d'Espagne 153
BOSTRÖM. Sur les empoisonnements par l'Helvelle comestible 143
BREFELD. Recherche sur l'assimilation de l'azote atmosphérique par les plantes 123
BÜCHNER. La fermentation considérée comme un processus chimique. 130
BURT. *Exobasidium mycetophilum* (*Tremella mycetophila* Peck). 21
CAVARA. Résistance physiologique du *Microcoleus chtonoplastes* à une solution isotonique de sel marin 117
CARLETON. Recherches physiologiques sur les Rouilles des céréales aux Etats-Unis 82
CHRZASZEZ. Un amibe qui dévore les cellules de levure, *Physarum leucophaeum* 130
CONRADI. Le bacille de la Morve se rapprochant des Hyphomycètes. 78
CORDIER. Essai sur la toxicité de quelques champignons avant et après leur dessiccation 139
DANGEARD. Un nouveau parasite des Amibes, *Rhizoblepharis Amoebae* 29
— Structure et communications protoplasmiques dans le *Bactridium flavum* 31
— Nutrition ordinaire, nutrition sexuelle et nutrition holophytique 133
DEMOUSSY. La germination des grains de blé traités par le sulfate de cuivre 137
DEVAUX. De l'absorption des poisons métalliques très dilués par les cellules végétales 137
DIXON. L'autoparasitisme de la *Cuscuta reflexa* 79
DUMÉE et MAIRE. Remarques sur les urédospores du *Puccinia Pruni* 160
DUMONT. Les causes d'infécondité des sols tourbeux 146
DURAND (E.-J.). Discomycètes de l'Amérique du Nord (espèces nouvelles du centre et de l'ouest de l'Etat de New-York). — Année 1902. — Pagination séparée à la suite de la troisième table des *Fungi exsiccati* 12
DURAND. Le genre *Holwaya* 22
EMMERLING. Influence de la lumière solaire sur les enzymes 84
ENSCH. Notes sur les Myxomycètes 62
ERRERA. Expériences relatives à l'action des rayons X sur un *phycomyces* 136
FARMETI. Le *Boletus Briosianus*, un bolet pourvu de réservoirs aquifères et de chlamydospores 149
FERNBACH. Les progrès de nos connaissances sur les diastases et sur la sacarification 128
FERRY (R.). Faut-il écrire en français *Caryocinèse* ou *Karyokinèse*? 61
FERRY R. Le *Lanosa nivalis* dans les Vosges 71
— Recherches de M. Mazé sur la fixation de l'azote libre par le bacille des nodosités des légumineuses 88
— Le *Boletus parasiticus* dans les Vosges et disette de champignons pendant l'année 1902 127
GESSARD. Etudes sur la tyrosinase 147
— Variété mélanogène du bacille pyocyanique 148
GIARD. Passage de l'hermaphrodisme à la séparation des sexes par castration unilatérale 36
GODFRIN. Caractères anatomiques des Agaricinées 29
GUILLERMOND. Recherches histologiques sur la sporulation des Schizosaccharomycètes 70

HARPER. La reproduction sexuelle dans le *Pyronema confluens*... 21
— Les cellules binucléées de certains Hyménomycètes..... 121
HÉTIER. Champignons vendus sur le marché d'Arbois..... 138
HOWARD. Les maladies du cacaoyer..... 70
— *Diplodia cacaicola*..... 78
JACKY. La bouillie bordelaise sucrée et l'apiculture..... 137
JUEL. La division du noyau dans les basides et la phyllogénèse des basidiomycètes..... 40
— Le genre *Taphridium*, nouveau genre de Protomycétacées. 155
KARSTEN. Sur les diatomées privées de chromatophores..... 133
KOBERT. L'acide helvellique..... 146
KOSINSKI. Influence de la privation d'aliments, ainsi que de diverses actions mécaniques ou chimiques sur la respiration de l'*Aspergillus niger*..... 70
LAMIC. De l'empoisonnement par les champignons..... 76
LAURENT. Observations sur le développement des nodosités radicales chez les légumineuses..... 123
LEVIN. Les microbes dans les régions arctiques..... 74
LINDAU. Le champignon des sauterelles du sud de l'Afrique..... 28
— Développement de l'*Empusa Aulicae*..... 32
LŒVE. La catalase, nouvel enzyme universellement répandu dans les plantes..... 94
MARCHAL. Influence des sels minéraux nutritifs sur la nutrition des pois. 123
MATRUCHOT et DASSONVILLE. *Eidomella spinosa*, dermatophyte produisant des périthèces..... 25
MAZÉ. Recherches sur le rôle de l'oxygène dans la germination.... 77
— Influence de l'azote nitrique et de l'azote ammoniacal sur le développement du maïs..... 83
— Recherches sur la fixation de l'azote libre par le bacille des nodosités des légumineuses..... 88
MENIER et MONNIER. Recherches expérimentales sur quelques agaricinées à volve..... 42
MOLLIARD. Fleurs doubles et parasitisme..... 124
NOBLE et HILLTNER. De l'action des tubercules des Légumineuses sur l'azote atmosphérique quand ils sont immergés dans l'eau. 122
OUDEMANS. Rectifications systématiques..... 98
— Contribution à la flore mycologique des Pays-Bas..... 120
PATOUILLARD. La bulbillose des larves chez les Agarics..... 118
PHISALIX. Les sucs de champignons comme vaccins du venin des vipères, par le Dr X. Gillot..... 125
PIROTTA et ALBINI. Observations sur la biologie de la Truffe jaune. 71
POLLACCI. Nouvelle maladie de la Luzerne, *Pleosphaerulina Briosiana*..... 71
QUÉLET et BATAILLE. Flore monograph. des Amanites et des Lépiotes. 75
RENAULT. Sur quelques Fougères hétérosporées. Sur une Parkériée fossile..... 132
ROLLAND. Champignons du golfe Juan, 1901..... 22
— Photographie des champignons : procédé par la décoloration et la peinture, dans le but de colorier les photographies.. 85
— Emploi de décoction de champignon comme bain révélateur empêchant les voiles de se produire..... 87
— Une nouvelle espèce de *Ganoderma*..... 149
ROSTRUP. *Roesleria pallida*..... 26
SALMON. Notes supplémentaires sur les Erysiphacées..... 121
SAUVAGEAU. Variabilité de l'action du sulfate de cuivre sur l'*Isaria farinosa*..... 137
SCHMIDT H. La catalase, nouvel enzyme universellement répandu.. 94
SECKT. Influence des rayons X sur les organismes végétaux..... 136
SEYNES (de). Résultats de la culture du *Penicillium cupricum*.... 120
SORAUER. La mucédinée des neiges..... 72
STEWARD et EUSTACE. Le *Shot-hole*, parasite sur le pédicelle des Cerises, *Cylindrosporium Padi*..... 73
— La maladie des pêches naines et la fécondation imparfaite... 73

STEWARD et EUSTACHE. Un tuyau de poterie obstrué par un champignon 116
— Un champignon dans des réfrigérateurs 116
TARCHANOFF. Lumière des bacilles phosphorescents de la mer Baltique 135
THOMAS. Séparation du galactose et du glucose par le *Saccharomyces Ludwigii* 73
TISSIER. La flore intestinale bactériologique du nourrisson 22
TRABUT. Sur un *Penicillium* végétant dans les solutions concentrées de sulfate de cuivre 120
TSILINSKY. Une mucédinée thermophile, *Thermomyces lanuginosus*. 135
VAN BAMBEKE. Sur un exempl. monstrueux de *Polyporus sulfureus*. 149
VAN SLYKE, HARDING et HART. Etude des enzymes du fromage. — Année 1902. — Pagination séparée à la suite de la troisième table des *Fungi exsiccati* 11
VOGLINO. Sur le développement du *Stropharia merdaria* 152
VUILLEMIN (P.) Recherches sur les Mucorinées saccharifiantes (*Amylomyces*). Première partie : série des *Mucors* 1
Deuxième partie : série des *Rhizopus* 45
— *Trichosporum* et Trichospories 150
VEHMER. La levure chinoise et l'*Amylomyces Rouxii* 34
WERNER. Etude sur les mycorhizes endotrophiques du *Neottia Nidus-Avis* 67
WRIES (DE). Sur l'origine expérimentale d'une nouvelle espèce végétale 119
TABLE GÉNÉRALE DES MATIÈRES depuis le mot « noyau » jusqu'à la fin. Pagination spéciale (avril, p. 49 à 56 ; juillet, p. 57 à 70).
Troisième table des espèces distribuées dans les *Fungi exsiccati præcipue Gallici* n° 6201 à 7100 (pagination séparée octobre 1902, p. 1 à 9).

EXPLICATION DES PLANCHES

Planche CCXIV, f. 6-5 (*Neottia Nidus-Avis*) 69
— CCXXI, f. 1-2 (Genre *Holwaya*) 24
— — f. 3-7 (*Exobasidium mycetophilum*) 24
— — f. 8-15 (*Eidamella spinosa*) 25
— — f. 16-21 (*Bœsleria hypogæa*) 28
— — f. 22-24 (*Mucor locusticida*, Champignons des Sauterelles) 29
— — f. 25 (*Rhizoblepharis Amœbæ*) 29
Planche CCXXII, f. 1-5 (*Panœolus campanulatus, retirugis, fimicola*) 31
— — f. 6-8 (*Bactridium flavum*) 36
— — f. 9-18 (*Empusa Aulicae*) 34
— — f. 19-20 (*Amylomyces Rouxii*) 62
— CCXXIII. (*Mucor Rouxianus*) 20
— CCXXIV, f. 1-2-6 (*Rhizopus stolonifer*) 60
— — f. 3-4-5-7-14 (*Rh. Oryzae*) 60
— — f. 8-13 (*Rh. Japonicus*) 60
— CCXXV. *Rhizopus Tonkinensis* 60
— CCXXVI, f. 1-6 (*Anopheles*) année 1901 105-110
— — f. 7 (*Leptomitus lacteus*) 116
— — f. 8-11 (Champignons des réfrigérateurs) 117
— — f. 12-18 (*Microcoleus chtonoplastes*) 118
— — f. 19-21 (bulbillose des agarics) 118
— CCXXVII, f. 1-12 (*Trichosporum Beigelii* 151
— — f. 13-21 (*Stropharia merdaria*) 152
— — f. 22-23 (*Dictyolus Lagrenae et D. pedicellatus*). 154
— — f. 24 (*Hypocrea Lloydi*) 154
— CCXXVIII, f. 1-6 (*Taphridium Umbelliferarum*) 159
— — f. 7-12 (*Taphridium Algeriense*) 160
— CCXXIX, f. 1-3 (*Taphridium Algeriense*) 160

24e ANNÉE. N° 93. REVUE MYCOLOGIQUE JANVIER 1902.
Editeur : C. Roumeguère, rue Riquet, 37, Toulouse.
Rédacteur : Dr R. Ferry, Avenue de Robache, 7, St-Dié (Vosges).

RECHERCHES

SUR LES

Mucorinées saccharifiantes (Amylomyces)

Par M. le professeur Paul Vuillemin.

Du jour où l'on sut que la levure de bière était un Champignon et que ce Champignon avait la double propriété d'intervertir le sucre de canne et de produire par fermentation de l'alcool aux dépens des sucres intervertis, la mycologie acquit un intérêt économique jusqu'alors imprévu. A l'étude de cette masse informe qu'on appelait la levure, se substitua l'étude des propriétés morphologiques et biologiques d'êtres vivants, les Levures, aussi variés dans leurs caractères spécifiques que constants dans les transformations que chacun d'eux était susceptible de faire subir aux matières fermentescibles. Pendant longtemps, l'industrie ne s'adressa qu'aux champignons bourgeonnants réunis sous le nom suggestif de Saccharomycètes; car c'étaient eux, ce sont encore eux qui interviennent de la façon la plus avantageuse dans la production des boissons fermentées, telles que la bière, le vin, le cidre.

Les champignons filamenteux possèdent des propriétés analogues; mais, s'ils sont inférieurs au point de vue de la transformation du sucre de canne en alcool, quelques-uns se recommandent par un pouvoir saccharifiant très élevé qu'ils exercent sur les matières amylacées et qui leur permet de préparer la besogne aux Levures; d'autres, par une action limitée aux sucres intervertis, ce qui leur permet de fabriquer de l'alcool aux dépens des mélasses en respectant les saccharoses que les Levures vulgaires détruiraient en même temps. Il existe, il est vrai, des *Saccharomyces* n'intervertissant pas; ce fait a été démontré par E.-C. Hansen, en 1881, pour le *S. apiculatus*; par Roux, à la même époque, pour le *S. Rouxi*; par L. Boutroux, pour le *S. Pasteurianus*; par Le Bel, pour le *S. Wurtzi*, etc. C'est donc surtout comme agents saccharifiants que plusieurs champignons filamenteux se recommandent. Il est certain que l'étude complète de leur physiologie révèlera de nouvelles propriétés fort curieuses au point de vue de la biologie générale et parfois susceptibles d'utiles applications. Telle est, par exemple, la propriété des « Citromycètes » de donner de l'acide citrique aux dépens des sucres.

Les Champignons ferments n'exercent leurs propriétés que dans des conditions spéciales peu propices au développement complet de leur appareil végétatif aérien et de leurs fructifications. Les physiologistes qui, nécessairement, les poussent dans ces voies (aberrantes au point de vue des systématiciens), ont eu le plus souvent sous les yeux des formes imparfaites. Il en résulte une certaine confusion dans la description des espèces industrielles. On conçoit tout l'avantage qu'il y aurait à être parfaitement fixé sur l'identité de formes aussi intéressantes. Or il n'existe d'autre moyen d'y parvenir que d'en faire une analyse botanique rigoureuse, en se procurant ces Champignons sous les formes mêmes qui servent de base à tous les ouvrages taxonomiques.

Les espèces qui méritent le nom de Champignons industriels, en dehors des formes bourgeonnantes ou Blastomycètes dont les Saccharomycètes sont le type familial le plus parfait, appartiennent à deux groupes de moisissures : les Mucédinées et les Mucorinées. Le thalle est formé de filaments cloisonnés (thalle mycélien) dans le premier, de filaments continus (thalle siphoné) dans le second. Nous nous occuperons seulement du second.

Toutes les Mucorinées connues comme ferments sont des Mucorées homocystées. Les zygospores, décrites chez un petit nombre d'espèces, sont d'un faible secours pour la classification, attendu que, même dans les cas les plus favorables, on ne les obtient pas à coup sûr. Les sporocystes (sporanges des auteurs), globuleux et munis d'une columelle comme chez le *Mucor Mucedo*, sont groupés en appareils fructifères plus ou moins complexes, à moins que la fructification ne devienne simple et monocystée par suite d'une nutrition défectueuse. Les caractères de la fructification, avec ceux des spores qui sont rondes ou anguleuses, nous fourniront les bases d'un groupement systématique des Mucorées industrielles.

Les fonctions des Mucorinées que l'industrie peut utiliser, saccharification de l'amidon et de la dextrine, fermentation alcoolique des sucres, production de certains acides, sont liées à un certain degré de résistance à l'asphyxie (anaérobiose) ou plus exactement à la capacité d'emprunter une grande quantité d'énergie à des milieux pauvres en oxygène libre. Dans ces conditions de vie précaire, le Champignon cesse de produire les fructifications anémophiles dont la formation, comme la fonction multiplicatrice, exige le libre accès de l'atmosphère.

En même temps, le thalle ou appareil végétatif se modifie. Les cloisons qui normalement manquent aux filaments siphonés des Mucorinées, comme des Phycomycètes en général, se multiplient dans ces conditions critiques, comme dans toutes les circontances où la croissance normale est gênée. Ce cloisonnement secondaire

n'est pas régulier comme le cloisonnement primaire des Hyphomycètes ; c'est peut-être parce qu'ils ont observé les Mucorinées surtout dans ces conditions et sous cette forme exceptionnelles, que les physiologistes les désignent souvent, à tort, sous le nom de Mucédinées. Ce dernier nom désigne une section des Hyphomycètes et ne doit être pris, dans aucun cas, comme synonyme de Moisissures.

Souvent les cloisons circonscrivent, à l'égard des portions vides des filaments, des espaces dans lesquels le protoplasme se réfugie et se condense. Les portions privilégiées se gonflent, s'arrondissent, épaississent leurs parois et deviennent des chlamydospores ou kystes intercalaires.

Souvent aussi la formation des chlamydospores se régularise en devenant plus précoce et plus générale. Les filaments ne s'allongent pas en tubes cylindriques trop étendus pour la quantité de protoplasme qui peut s'y maintenir ; mais ils se segmentent en articles courts qui, en se gonflant, forment des chapelets de boules qui n'adhèrent entre elles que par une facette étroite. En épaississant leurs parois, elle deviennent encore des chlamydospores, terminant les filaments comme des chapelets oïdiens. Ailleurs, tout le protoplasme s'accumule dans un renflement du sommet et forme une chlamydospore terminale.

Ces diverses formes se réalisent surtout dans les thalles submergés ou entassés en un feutrage humide à la surface des solutions nutritives et des supports solides, en un mot dans les portions étouffées. Les chlamydospores se forment aussi dans les portions aériennes et jusque dans les tubes fructifères (fig. 3 *c*. 5) et dans les columelles (fig. 15 et 16). Alors leur membrane est bien distincte de celle du filament ; tantôt elle lui est appliquée et même la soulève, tantôt elle s'en sépare, et les chlamydospores, plus petites que le calibre du filament, ressemblent à des spores dites endogènes (fig. 5 *c*.).

La tendance à donner des chlamydospores est si accusée chez plusieurs Mucorinées industrielles qu'on a songé à en faire un caractère générique. Brefeld a créé un genre *Chlamydomucor*, dont le type le plus célèbre est le *Mucor racemosus*. Cependant il nous est impossible de considérer comme un indice d'affinité une propriété aussi évidemment liée à des adaptations secondaires. La même propriété se manifeste chez des champignons éloignés du *Mucor racemosus* et auxquels on a logiquement assigné le même nom générique. Ainsi le *Chlamydomucor Oryzae* Went et Prinsen Geerligs, isolé du ragi javanais, c'est-à-dire de pains de farine de riz moisi utilisés comme levure dans l'archipel malais, paraît être une forme stérile du *Rhizopus Oryzae*, d'après les recherches concordantes des auteurs qui l'ont nommé, et de Wehmer. Il serait

aussi incorrect de réunir dans un nouveau genre *Chlamydomucor* un *Mucor* et un *Rhizopus* que de rétablir le genre *Sclerotium* pour y réunir un *Claviceps* et un *Collybia* pourvus de sclérotes.

Le nom de *Chlamydomucor* doit donc être rejeté en tant que nom de genre botanique ; on pourra l'employer comme nom d'attente pour les espèces imparfaitement connues, dont on a rencontré seulement l'appareil végétatif, sauf à les restituer à leurs genres véritables, dès que la connaissance de leurs fructifications permettra de leur assigner leur place définitive dans la systématique.

Les conditions insolites qui ont pour effet d'entraver l'allongement des filaments, d'amener leur cloisonnement et le renflement de leurs articles ne sont pas nécessairement défavorables à leur nutrition et à l'accroissement de leur masse. Le passage à l'état de vie ralentie par épaississement des membranes n'est pas une conséquence fatale de leur mise en boule. Toutes les chlamydospores ne sont pas renflées ; réciproquement toutes les cellules renflées ne sont pas des chlamydospores. Ces formes sphériques à paroi mince dont l'apparition coïncide avec les phénomènes de fermentation ont avec les *Saccharomyces* une analogie qui a frappé les premiers observateurs. D'où le nom de ferment sphérique par lequel on les désigne souvent.

Le terme de ferment sphérique implique une théorie morphologique et une théorie physiologique. Morphologiquement, il signifie que les boules des *Mucor* sont des produits de bourgeonnement comme les globules des Levures vulgaires ; physiologiquement, il signifie que la mise en boule du thalle est une condition nécessaire et suffisante de la fermentation. Il a été critiqué à ce double point de vue. Wehmer n'a jamais observé de bourgeonnement chez les Mucorinées ; cependant, il ne faut pas être absolu sur ce point et nous croyons devoir nous en tenir aux observations qui ont conduit Bainier (1) à adopter une opinion intermédiaire. Chez le *Mucor racemosus* étudié par cet habile expérimentateur, les boules s'isolent d'abord par disjonction des cellules du thalle. « Cette même pression interne qui arrondit les contours, produit encore un autre effet : lorsque deux cellules se gonflent côte à côte, les parois se dédoublent, il se produit une sorte de décollement. » Le phénomène de désarticulation ainsi expliqué est le seul que Wehmer ait remarqué. Mais Bainier a été plus loin. Ces articles arrondis, nés d'abord par disjonction « jouissent d'une propriété curieuse : celle de continuer à former de nouvelles cellules latéralement sans adopter un plan de symétrie, de sorte

(1) G. Bainier. *Sur les zygospores des Mucorinées.* (Ann. des Sc. nat., 6e série, t. XV, 1883).

qu'elles peuvent bourgeonner simultanément par plusieurs points de leur contour. » Quand des boules se couvrent ainsi de nouvelles boules, le point de contact est, dès le début, très étroit et reste tel tandis que la nouvelle cellule se renfle; c'est précisément là ce qui distingue le bourgeon de l'article; d'ailleurs, il n'y a entre l'un et l'autre qu'une différence de degré et non de nature, car, même chez les *Saccharomyces*, la facette d'insertion n'est jamais un point géométrique.

La critique physiologique est plus grave. Bainier a déjà vu le thalle se mettre en boule dans des milieux non fermentescibles, et Wehmer a constaté la fermentation sous l'action de thalles filamenteux. Nous pensons donc avec ce savant que le terme de « ferment sphérique » peut suggérer une idée fausse et doit, en conséquence, être abandonné. Le mot « gemme » qu'on lui a substitué a l'avantage de s'appliquer aussi bien, avec un qualificatif, si cela paraît nécessaire, aux boules à paroi mince ou à paroi épaisse, nées par désagrégation ou par bourgeonnement. Bien que, par son sens étymologique, gemmation soit synonyme de bourgeonnement, le mot gemme n'a pas pris dans les langues modernes un sens aussi précis que le mot bourgeon et ses équivalents.

Les gemmes à paroi mince ou épaisse (chlamydospores gemmiformes) et les autres chlamydospores sont très répandues chez toutes les Mucorinées industrielles et notamment chez les Mucorinées saccharifiantes; leur formation est liée, comme une adaptation, à leur genre de vie spécial et ne nous offre que des renseignements secondaires, accessoires sur leurs affinités.

Les fructifications, beaucoup plus caractéristiques, se rattachent, avec des modifications plus ou moins profondes, à deux types principaux : la fausse grappe (comme chez le *Mucor circinelloides*) et le bouquet de tubes simples (dont le *Rhizopus stolonifer* peut servir d'exemple). Nous étudierons successivement les espèces saccharifiantes de ces deux groupes sous les noms de série des *Mucor* et série des *Rhizopus*.

I. Série des MUCOR

Gayon et Dubourg (1) ont découvert les propriétés saccharifiantes des *Mucor* chez une espèce qui rappelle le *M. circinelloides* par certains de ses filaments à tige courte et incurvée, le *M. racemosus* par d'autres tiges longues et rameuses. Van Tieghem, considérant cette espèce comme nouvelle, la nomma *Mucor alternans*. Au point de vue morphologique, elle répond parfaitement à

(1) Gayon et Dubourg. *De la fermentation de la dextrine et de l'amidon par les Mucors* (Annales de l'Institut Pasteur, I, 1887, novembre, p. 532-547).

l'espèce que nous avions décrite l'année précédente (1) sous le nom de *Mucor ambiguus*, sauf que les spores ont 7 μ sur 4,5 dans notre espèce, 5 à 6 sur 2 à 3 μ dans celle de Gayon et Dubourg. Mais à défaut d'expérimentation sur les propriétés physiologiques du *M. ambiguus*, un doute persiste sur son identité avec le *M. alternans*.

Ces deux formes touchent de près au *Mucor circinelloides*, depuis longtemps célèbre comme ferment alcoolique, mais dépourvu de propriétés saccharifiantes. Comme le *M. ambiguus* et le *M. alternans*, le *M. circinelloides* forme des gemmes en abondance, et des fructifications sympodiques simulant une grappe. Dans tous les cas, les sporocystes ont la membrane concrescente à la base avec la columelle : en sorte que la columelle semble s'insérer sur la membrane sporocystique. D'ailleurs, celle-ci continue sa courbe pour s'unir au sommet étranglé du pédicelle. Ce cas n'a pas été suffisamment distingué de celui où le pédicelle se dilate en entonnoir jusqu'au point où s'insèrent à la fois la columelle et la membrane du sporocyste distinctes dès l'origine. Le nom d'apophyse doit être réservé au pédicelle dilaté sous le sporocyste. Dans ce sens, les espèces dont nous nous occupons n'ont pas d'apophyse. Les spores de *M. circinelloides* ont été décrites diversement : ce qui laisse supposer que plusieurs formes voisines ont été confondues sous ce nom. D'après la diagnose initiale de Van Tieghem (2), les spores ont une forme ovale et mesurent 4 à 5 μ de longueur sur 3 μ de largeur. C'est ce que nous avons également trouvé. Gayon (3) accentue le contraste des deux dimensions (4 à 5 sur 2 à 3 μ), en figurant des spores deux fois aussi longues que larges. Bainier (4) ne donne pas de dimensions, mais il dit les spores rondes et les figure par un cercle. Le *M. circinelloides* Bainier ne serait donc pas le *M. circinelloides* Van Tieghem. Léger (5) figure aussi des spores sphériques tout en remarquant qu'on en trouve beaucoup d'ovoïdes. D'autre part, il représente la columelle comme insérée directement au sommet rétréci du pédicelle.

Pour distinguer ces diverses espèces ou formes gravitant autour du *Mucor circinelloides*, on fera peu de cas de la présence de cristaux d'oxalate de calcium, probablement possible chez toutes

(1) Vuillemin. *Etudes biologiques sur les Champignons* (Bulletin de la Société des sciences de Nancy, 19e année, 1886, p. 92).

(2) Van Tieghem. *Nouvelles recherches sur les Mucorinées* (Annales des sciences naturelles, Bot, 6e sér., t. I, 1875).

(3) Gayon. *De la fermentation alcoolique avec le Mucor circinelloides* (Annales de physique et de chimie, 5e série, t. XIV, p. 258, 1878).

(4) Bainier. *Nouvelles observations sur les zygospores des Mucorinées* (Ann. des sc. nat., 6e série, t. XIX, p. 206, 1884).

(5) Léger. *Recherches sur la structure des Mucorinées* (Thèse de doctorat ès-sciences de Paris. Poitiers, 1895).

les espèces, mais variant avec les conditions de milieu. La diffluence de la membrane du sporocyste est aussi inconstante ; elle diminue de bas en haut sur les sporocystes successifs d'un même sympode, d'après Van Tieghem ; les sporocystes les plus inférieurs gardent leurs membranes, d'après nos propres observations, quand le milieu s'épuise et se dessèche.

La valeur spécifique des faibles différences offertes par la fructification vulgaire (sporocystes) a été démontrée pour quelques espèces par Bainier, grâce à la découverte de zygospores. Chez tous les petits *Mucor* ramifiés qui se groupent autour des *M. racemosus* et *circinelloides*, c'est-à-dire chez le *M. racemosus* avec ses variétés claire et sombre, chez le *M. circinelloides* Bainier (à spores sphériques), les *M. plumbeus, erectus, fragilis, mollis*, les zygospores présentent des caractères spécifiques de dimension et d'ornementation, tout en offrant le caractère commun d'être portées par des suspenseurs courts, non renflés, tendus entre les deux filaments générateurs comme un échelon. Tout en facilitant les déterminations et les distinctions spécifiques, les zygospores viennent donc confirmer l'étroite parenté qui rattache entre eux les *Mucor* à fausses grappes.

Le champignon introduit dans l'industrie sous le nom d'*Amylomyces Rouxii* fait partie de cette série. Il a été isolé par Calmette (1) d'une levure chinoise de Saïgon, sorte de levain formé d'une pâte de riz aromatisée et infiltrée de filaments cryptogamiques et de germes divers. Calmette n'observa pas de fructifications, mais seulement des gemmes intercalaires ou contenus dans les filaments, qu'il décrit comme des conidies. En conséquence, l'auteur renonce à le classer et lui donne un nom qui rappelle sa propriété la plus saillante, celui d'*Amylomyces*.

C. Eijkman (2) ayant trouvé des Mucorinées dans une levure javanaise analogue à la levure chinoise, examina comparativement des échantillons provenant de Saïgon et conclut que toutes ces levures doivent leur activité au même Champignon. L'*Amylomyces Rouxii* devint le *Mucor amylomyces Rouxii*. Eijkman ne donne aucune diagnose ; il s'agissait donc de reprendre l'étude de ce Champignon et de s'assurer si les levures indo-chinoises et javanaises renferment la même espèce et celle-là seulement. Nous ne nous arrêterons pas à une série de travaux très intéressants au point de vue physiologique, dont les levures chinoises et leurs champignons ont été l'objet. Au point de vue morphologique pur,

(1) Calmette. *Contribution à l'étude des ferments de l'amidon. — La levure chinoise* (Annales de l'Institut Pasteur, VI, 1892, p. 604-620).

(2) Eijkman. *Mikrobiologische über die Arrakfabrication in Batavia* (Centralblatt für Bakteriol. XVI, 23 juli 1894, p. 97-103)

il faut arriver aux importants mémoires de Wehmer pour trouver des indications nouvelles (1).

Tout d'abord Wehmer constate dans les levures chinoises de Singapoure et celle de Java, plus spécialement désignées sous le nom de ragi, plusieurs Mucorinées spécifiquement distinctes de celle de la levure de Saïgon. Déjà Went et Prinsen Geerligs (2) avaient reconnu dans le ragi un *Rhizopus* (*R. Oryzae*) et une forme stérile qu'ils considèrent, sous le nom de *Chlamydomucor Oryzae*, comme étant probablement un état particulier de la précédente espèce, mais qu'en tout cas ils distinguent de l'*Amylomyces* de Calmette. Wehmer trouve, en outre, dans le ragi et dans la levure chinoise de Singapoure un vrai *Mucor*, le *M. javanicus*, très voisin du *M. circinelloides*. Il reproche à Eijkman d'avoir confondu toutes ces espèces avec le *Mucor* de la levure de Saïgon sous le nom de *Mucor amylomyces Rouxii*. Cette critique est un peu excessive. Eijkman a publié avec son mémoire une photographie dans laquelle on reconnaît sans peine un *Mucor* à tête brusquement renflée sur un pédicelle rétréci au sommet, n'ayant rien de commun avec les *Rhizopus*, dont le pédicelle s'évase en entonnoir pour former une apophyse typique. La confusion d'Eijkman, du moins au point de vue morphologique, n'a pu porter que sur des espèces voisines du *M. circinelloides*, telles que *M. javanicus* et l'espèce de Calmette qui en est proche parente, comme nous pourrons en juger d'après les descriptions de Wehmer lui-même.

Wehmer a démontré que l'agent actif de la levure chinoise de Calmette est bien un *Mucor*. Conformément aux droits de priorité elle devrait s'appeler *Mucor Rouxii* (Calmette) Wehmer. Cependant l'auteur remarque que le nom de *Mucor Rouxianus* serait peut-être plus correct. Effectivement, il est de règle de présenter sous forme qualificative les noms des hommes à qui une espèce est dédiée à titre purement honorifique, et c'est ici le cas. C'est donc sous ce dernier nom que nous allons étudier le Champignon de Calmette. Quant au nom d'*Amylomyces*, perdant son caractère de nom propre et générique, il ne servira plus qu'à désigner en bloc les Champignons saccharifiants : ce sera un nom commun, comme sclérote ou chlamydomucor.

(1) C. Wehmer. *Studien über technische Pilze*, VII. *Die Chinesische Hefe und der sogenannte Amylomyces* (= *Mucor*) *Rouxii*. (Centralblatt für Bakteriologie, 2, VI, 30 mai 1900, p. 353-365). — VIII. *Der javanische Ragi und seine Pilze* (Ibid. 12 oct. 1900, p. 610-619). — *Der javanische Ragi und seine Pilze* II. (Ibid. 2, VII, 6 mai 1901, p, 313-326).

(2) Went et Prinsen Geerligs. *Beobachtungen über Hafearten und zuckerbildende Pilze der Arrak fabrication* (Verhandelingen d. Kon. Akad. van Wetenschaffen, t. Amsterdam ; 2e sér. ; t. IV, 1895).

MUCOR ROUXIANUS (Calmette) Wehmer.

Wehmer a résumé récemment (1) la diagnose de l'espèce de la façon suivante : les tubes fructifères, hauts d'un millimètre environ, larges de 7 à 14 μ, ont une ramification inconstante, souvent sympodique ; il portent le plus souvent deux sporocystes (sporanges). Ceux-ci légèrement aplatis ont 50 μ de diamètre ; ils sont pâles ou jaunâtres, translucides, généralement lisses, diffluents ; mais laissent une collerette apparente. Ils sont supportés par des pédicelles qui vont en se rétrécissant vers le point d'insertion du sporange. Columelle non concrescente à la membrane du sporocyste, sphérique, faiblement déprimée, claire, mesurant 20-23 sur 28-32 μ. Spores d'une assez grande constance, incolores, ellipsoïdales (ou en forme de fève), mesurant 5 sur 3 μ avec un plasma partiellement contracté qui leur donne un aspect particulier. Zygospores inconnues, comme chez tous les amylomyces. Production abondante de gemmes (chlamydospores) sphériques, affectant parfois la forme d'un œuf ou d'un citron (sur le riz), tantôt incolores ou légèrement colorées jusqu'au brun clair, très inégales, parfois énormes, variant de 10 à 100 μ, à paroi souvent épaisse.

Aux caractères morphologiques se rattache encore la pigmentation jaune ou orangée déterminée par une matière huileuse contenue dans les filaments. Son accumulation est liée à certaines circonstances qui entravent une élaboration rapide des réserves. Dans les cultures sur riz bouilli, elle ne se montre pas à l'étuve, mais devient très intense à 15°. Elle est moindre sur gélose et sur solution sucrée ; quand le *Mucor* est cultivé dans le moût, la coloration apparaît tard, et seulement dans la couverture qui revêt la surface.

D'autres propriétés, plutôt négatives, ont été invoquées pour assurer la diagnose du *Mucor Rouxianus* : c'est, en première ligne, l'aspect chétif des végétations aériennes et la rareté des sporocystes. Le thalle est entièrement submergé dans les solutions minérales sucrées et forme rarement une couverture (voile) à la surface. Les gazons fructifères, dit Wehmer, sont très délicats, bas et chétifs, avec pédicelles rares, à peine visibles à l'œil nu. A la loupe ils apparaissent incolores, vitreux, rarement gris-jaunâtre tirant sur le brunâtre pâle. On méconnait aisément les pédicelles fructifères, si l'on ne les cherche pas spécialement, et les gazons lâches avec leurs sporanges semblables à des gouttelettes claires passeraient pour stériles. On les obtient au mieux sur riz bouilli, plus rarement sur moût, sur gélose ou gélatine sucrée, où d'ail-

(1) C. Wehmer. *Der javanische Ragi und seine Pilze II* (Centralblatt für Bakteriologie; 2, VII, 6 mai 1891, p. 313-326). Voir dans ce numéro, p. 34, l'analyse du travail de Wehmer.

leurs on ne peut guère les voir sans loupe. C'est bien la plus petite des espèces connues.

Sitnikoff et Rommel (1) ont aussi beaucoup de peine à obtenir des sporocystes chétifs et blancs dans des solutions salines, glycosées, additionnées de 0,5 °/₀ de peptone ou d'asparagine ; avec 0,3 °/₀ de ces principes azotés, avec du tartrate ou du sulfate d'ammoniaque, avec l'urée comme source d'azote, ils obtiennent des cultures stériles. Ces observateurs ont remarqué que les sporocystes se formaient plus facilement dans les cultures retournées où la végétation aérienne pousse de bas en haut.

D'après Wehmer, les sporocystes ne sont pas seulement rares ; mais ils se forment comme à regret et avortent souvent avant d'avoir donné des spores.

Au laboratoire de Jörgensen à Copenhague, Chrzaszcz (2) obtient des touffes plus robustes et des fructifications plus abondantes. Telle était la vigueur relative de ses cultures, qu'il n'a définitivement admis l'identité de ses échantillons avec le *Mucor Rouxianus* qu'après avoir étudié comparativement des exemplaires provenant de Wehmer lui-même. Le moût gélatinisé lui a paru bien préférable aux milieux gélosés ; toutefois, il fallait l'additionner d'une petite trace de gélose pour différer la liquéfaction jusqu'à quarante-huit heures à 25° C. Dans ces conditions, un thalle aérien haut de 5 millimètres apparaît dès les premières vingt-quatre heures et se couvre le lendemain de mombreux sporocystes. Des gazons aussi hauts et couverts de sporocystes ont été observés sur de la pâte de riz maintenue à 25° C. L'auteur n'admet pas l'avortement des sporocystes dont parle Wehmer. Ces prétendus sporanges imparfaits sont des gemmes comme on en trouve, non seulement dans cette espèce, mais encore chez le *Mucor racemosus*. On peut les faire germer, ce qui n'aurait pas lieu, pense-t-il, s'il s'agissait de véritables sporocystes.

Le *Mucor Rouxianus* a été entretenu et utilisé industriellement comme agent saccharifiant par M. Boidin à l'usine de Seclin. Des cultures de cette origine nous ont été remises par l'intermédiaire obligeante de M. René Ferry ; nous avons pu les multiplier dans diverses conditions depuis vingt mois. Ce long examen nous permet d'apporter quelques compléments, quelques restrictions aux descriptions un peu schématiques, quoique très consciencieuses, du professeur C. Wehmer.

(1) Sitnikoff et Rommel. *Recherches comparatives sur quelques espèces d'Amylomyces. (Annales de la Brasserie et de la distillerie*, III, 10 nov. 1900. — Traduction d'un mémoire publié dans *Zeitschrift für Spiritusindustrie*, 1900, nº 43-45).

(2) T. Chrzaszcz. *Die Chinesische Hefe. — Mucor Cambodja, eine neue technische Pilzart ; nebst einigen Beobachtungen über Mucor Rouxii.* (Centralblatt für Baktériologie ; 2. VII, 6 mai 1901, p. 326-338).

Nous avons négligé l'emploi des milieux liquides, considérés par tous les auteurs comme peu propices à la production des fructifications de *Mucor Rouxianus*. Nous avons obtenu des sporocystes sur tous les supports solides : gélose maltosée, gélatine ; mais nous nous sommes particulièrement loué de l'emploi des produits végétaux bruts, stérilisés et arrosés. Outre le riz bouilli (naturellement indiqué par l'usage de la levure chinoise) et utilisé par Wehmer, nous avons obtenu d'excellents résultats avec la pomme de terre, la carotte, etc.

Les cultures sur riz bouilli poussent très vite. A la température de 14°C, au bout de quarante-huit heures, les spores semées dans un ballon ou dans une boîte de Petri ont fourni un duvet délicat moulé sur la plus grande partie de la surface. Le champignon se reconnaît à la belle couleur jaune orangé que les auteurs donnent comme caractéristique. Déjà à ce moment on distingue, à la loupe, un assez grand nombre de sporocystes sous forme de petits points brunâtres opaques et des gouttes plus claires résultant de la diffluence d'un certain nombre d'autres sporocystes. De semblables cultures sur riz maintenues à 30° sont d'un jaune moins accusé et couvertes de sporocystes plus noirs. Sur pomme de terre, sur carotte, sur gélose maltosée à 30°, la végétation aérienne est bien plus robuste et plus fertile que sur riz ; les gazons dépassent, en général, la hauteur maxima d'un demi-centimètre obtenue par Chrzaszcz ; les sporocystes sont opaques et d'un noir bleuâtre, bien visibles à l'œil nu. Sur une tranche de pomme de terre contenue dans un tube étranglé de Roux à 30°, les gazons fructifères se développent surtout vers la base. Parfois ils ne dépassent pas le tiers inférieur de la tranche ; les filaments sporifères s'inclinent en arrière vers la boule remplie d'eau de façon à devenir presque horizontaux, le tube de culture étant couché avec une faible inclinaison. La végétation aérienne manifeste ainsi un hydrotropisme marqué.

Le reste de la pomme de terre est cependant envahi ; mais le Champignon s'y présente sous l'aspect d'une peau épaisse d'un à deux millimètres, humide, compacte, où les filaments végétatifs sont entremêlés de gemmes en énorme proportion. Cette peau humide, non duveteuse, prend au bout de quelques jours, même à 30°, une coloration jaune, moins vive que dans les cultures sur riz.

Les aspects décrits jusqu'ici se rapportent à des cultures pures de *Mucor Rouxianus*. Nous avons obtenu une couleur beaucoup plus intense dans des cultures mixtes de *Mucor* et d'un *Micrococcus* rose sur carotte et sur pomme de terre. Nous ne parlerons pas des cultures sur carotte, car le pigment du support pourrait faire craindre une cause d'erreur. Sur pomme de terre à 30°, ces

cultures mixtes prenaient un ton vif variant de celui du cœur de carotte à celui d'une orange sanguine. Dans tous les points ainsi colorés, l'examen microscopique révélait le mélange des deux espèces. Pourtant, le *Micrococcus* n'était pas le seul agent de la pigmentation qui présentait une prépondérance de tons jaunes; isolé, le *Micrococcus* donnait des colonies d'un rose très pur. D'ailleurs, les filaments du *Mucor Rouxianus* examinés au microscope contenaient le même pigment orangé que ceux des cultures sur riz à froid, mais en quantité énorme. Cette observation vient confirmer la théorie de Wehmer, d'après laquelle le pigment est un produit qui s'accumule quand la végétation est trop peu active pour consommer immédiatement toutes les réserves. Cette condition se réalise quand la température est trop inférieure à l'optimum; elle se réalise aussi quand le milieu n'est pas très favorable et nous considérons le riz comme un aliment médiocre pour le *Mucor Rouxianus*; elle se réalise enfin quand ce Champignon est gêné par l'invasion d'un microbe (1).

La nature chimique du pigment jaune est inconnue; d'après les recherches antérieures, il est contenu dans les filaments sous forme de gouttes ayant la réfringence de l'huile : c'est tout ce que nous en savons.

Les gouttes jaunes d'aspect huileux se trouvent dans tous les éléments d'une jeune culture sur riz à froid : dans les filaments végétatifs, dans les gemmes, dans les tubes fructifères, jusque dans les spores. Elles sont d'abord très petites et ne deviennent volumineuses que par confluence.

Les spores sont remplies d'une émulsion de gouttes colorées assez égales ne dépassant guère 0 μ 2 de diamètre. Dans des spores très vieilles, conservées dans la membrane intacte du sporocyste depuis près de deux ans, nous en avons retrouvé de pareilles; mais plus souvent elles confluaient en gouttes relativement énormes, atteignant jusqu'à 1 μ.

Le pigment se présente aussi sous forme cristalline, non pas dans les éléments vivants, mais dans les tubes ou les gemmes flétris et vidés de leur protoplasme. On en trouve déjà dans une

(1) Vuillemin. *Sur les effets du commensalisme d'un* Amylomyces *et d'un* Micrococcus. (C. R. Ac. Sc. 1902, 2, 366).

Si le *Micrococcus* se développe activement sur pomme de terre, cela tient à ce que le *Mucor Rouxianus* a la propriété de transformer la fécule de pomme de terre en maltose dont se nourrit le *Micrococcus*. Quant à l'apparition du pigment jaune orange dans les filaments du *Mucor*, elle paraît tenir à ce que le *Mucor*, privé d'une partie du maltose par le *Micrococcus*, se trouve placé dans des conditions défavorables et dans un état de souffrance; cette coloration orangée n'apparaît, en effet, d'ordinaire chez le *Mucor* que quand on l'entrave et qu'on le gêne, par exemple, en abaissant la température au-dessous de 15° centigrades.

(*Note de la Rédaction de la Revue*).

culture sur riz de six jours à froid. Ces cristaux ont une belle couleur orangée bien plus intense que celle des gouttes huileuses dont ils procèdent et auxquelles ils sont encore mélangés au début. On les observe immédiatement en examinant dans l'eau, à l'aide d'un puissant apochromatique, le duvet détaché d'un grain de riz. Ce sont des aiguilles de 0 μ 1 à 0 μ 3 de large, atteignant 2 μ de long ou beaucoup moins; les plus petits cristaux sont ponctiformes (fig. 12). Nous avons rencontré des aiguilles bien plus longues (jusqu'à 13 μ) et un peu flexueuses dans les filaments mélangés à une culture de *Micrococcus* et, avec elles, des lamelles atteignant jusqu'à 0 μ 75 de large, d'ailleurs colorées comme les cristaux de la culture pure (fig. 13).

L'acide sulfurique ne modifie pas l'aspect ni la couleur de ce pigment. Etant donné que la coloration jaune ou orangée est un produit de souffrance, il faut avoir soin de séparer des caractères spécifiques de la plante normale les aspects liés à sa présence, sans méconnaître toutefois qu'il permet une distinction entre le *Mucor Rouxianus* et les espèces voisines qui, dans les circonstances analogues, ne se colorent pas.

Nous n'ajouterons rien à la description du thalle sous forme de filaments ou de gemmes. Les fructifications sporocystiques nous arrêteront davantage.

Les tubes fructifères sont sensiblement cylindriques jusqu'au voisinage du sporocyste où ils se rétrécissent assez brusquement. Le calibre moyen est de 7 à 14 μ comme l'indique Wehmer; on en trouve de bien plus gros, jusqu'à 17 μ. Nous avons vu des tubes simples, dressés, atteignant 1 millimètre de haut sur 24 μ de diamètre, surmontés d'un sporocyste de 100 μ (fig. 3). Plus souvent la ramification est sympodique; les rameaux et les sporocystes qui les terminent décroissent de bas en haut. Dans une vigoureuse culture sur carotte, les sympodes atteignent un millimètre et demi: nous y avons compté jusqu'à 5 sporocystes (fig. 1); et c'est un minimum, car on ne suit pas aisément les ramifications dans les gazons touffus et on isole difficilement les fructifications.

Sur pommes de terre en tube de Roux, le sympode, d'abord très régulier, donne deux ou trois tubes sporifères élégamment sinueux; mais la seconde ou la troisième branche du sympode se repliant vers le support s'allonge indéfiniment en reprenant les caractères végétatifs et en donnant sur son trajet des chlamydospores (fig. 4). Il en résulte que le thalle reprend le dessus et la proportion des fructifications diminue avec l'âge.

Dans les mêmes conditions, on retrouve les sporocystes abortifs signalés par Wehmer et discutés par Chrzaszcz. La figure 5 montre bien clairement la substitution des vésicules transparentes aux sporocystes fertiles, comme membres équivalents d'un même sys-

tème sympodique. Le tronc principal et la première branche se sont terminés par des sporocystes dont on voit les columelles avec la collerette persistante à la base, la seconde et la troisième sont couronnées par un renflement gros comme la seconde columelle. La nature de ces renflements stériles n'est pas seulement indiquée par leur position, mais aussi par leur structure. Tandis que le support a la membrane lisse, les vésicules, comme la paroi des sporocysteset la collerette, sont incrustées de fins cristaux d'oxalate de calcium très régulièrement agencés (fig. 6). Très souvent, le protoplasme qui ne trouve plus son emploi dans la formation des spores, s'accumule au voisinage de l'ébauche de fructification dans un segment qui s'isole, par des cloisons transversales, des portions moins actives du tube (fig. 5 *b*).

Quelques cultures contiennent des sporocystes abortifs en énorme proportion; les uns sont vides et définitivement sacrifiés comme ceux que nous venons de prendre pour exemples; les autres renferment assez de plasma pour fonctionner comme les gemmes ordinaires. Ce sont ces derniers qui ont formé l'opinion de l'auteur danois. Mais nous pensons avoir d'avance concilié toutes les interprétations lorsque nous disions en 1886, à propos du *Mucor circinelloides* : « Dans certains sporanges, les spores ne se forment plus; la paroi s'épaissit ET LE SPORANGE FAIT PLACE A UNE VÉRITABLE CHLAMYDOSPORE. C'est bien une spore, car nous l'avons vue plusieurs fois germer sur place (fig. 2) en un tube sporangial divergent à l'égard du support; c'est bien l'homologue d'un sporange, car la chlamydospore occupe, dans la ramification si régulière de cette espèce, la place réservée à un sporange à l'extrémité d'un rameau inséré sur le sympode. » Nous donnions ensuite un exemple de cette substitution, non moins frappant que l'exemple offert par le *Mucor Rouxianus* dans la figure 5.

Les sporocystes sont des sphères un peu déprimées, dont le diamètre moyen est de 50 μ d'après Wehmer. On en trouve de plus petits dans les systèmes fructifères compliqués : le diamètre descend à 20 μ. On en trouve aussi de plus gros, jusqu'à 100 μ. Si ces grandes dimensions ont échappé à Wehmer, c'est qu'il n'a pas vu de sporocystes parfaitement bien développés. Nous en trouvons une nouvelle preuve dans la couleur pâle ou jaunâtre et dans la transparence qu'il assigne à ces organes.

La couleur jaunâtre est exceptionnelle; elle est dûe au pigment jaune orangé qui envahit jusqu'aux spores (fig. 14) dans les cultures malingres; elle s'accompagne d'une certaine transparence en raison de l'aspect huileux de la matière colorante et de la faible épaisseur de la membrane des spores. Celles-ci sont souvent gonflées et arrondies, quand elles contiennent de la matière jaune.

La couleur normale des sporocystes est d'un noir violacé et non

jaune; elle est dûe à la membrane de la columelle où cette couleur est facilement visible au microscope, et à la membrane des spores où elle est encore visible malgré leur petite taille. Le contenu cellulaire est incolore. Quant à la membrane même du sporocyste, nous n'y avons pas distingué de coloration.

La columelle a généralement la forme d'un cristallin humain (fig. 7, 8) c'est-à-dire d'une lentille biconvexe plus bombée au sommet qu'à la base. Dans les grosses columelles, l'épaisseur de la lentille est presque égale au diamètre et l'on a l'impression d'un renflement presque sphérique. Parfois il semble que la boule est un peu plus haute que large; mais cette apparence accompagne, soit un certain froissement de la columelle devenue flasque, soit une déformation dûe à un phénomène d'accrescence du protoplasme dans son intérieur. Le rapport de la hauteur de la columelle (épaisseur de la lentille) au diamètre diminue avec la taille du sporocyste. Nous avons trouvé les rapports suivants en milliièmes de millimètres : 15 à 18; 12 à 15; 7 à 11 μ, soit, en compte rond pour les diamètres de 18, de 15 et de 12 μ, l'épaisseur en atteignait les 5/6 pour le premier, les 4/5 pour le second, les 2/3 pour le plus petit; les différences étaient de 1/6, 1/5, 1/3. Il ne faudrait pas toutefois formuler une loi géométrique inflexible de ces variations; nous voulons seulement donner une idée de l'étendue qu'elles peuvent offrir dans une même culture. Les grandes columelles atteignent 40 μ.

La columelle adhère à la membrane du sporocyste sur un rayon en général un peu supérieur au diamètre du tube à son insertion (fig. 8). A ce niveau, l'épaisseur de la double membrane est égale à la somme des épaisseurs des deux membranes concrescentes, soit près d'un demi μ. Cette disposition très apparente fait rarement défaut; il est surprenant qu'elle n'ait pas été mentionnée chez le *Mucor Rouxianus*, tandis qu'elle est connue chez les *M. racemosus, circinelloides, ambiguus, alternans*, etc. La membrane commune suit la courbure du sporocyste, c'est-à-dire qu'elle a un rayon de courbure plus grand que le rayon moyen de la columelle; ce phénomène est la cause mécanique de la courbure plus forte de la columelle du côté libre. Comme la portion adhérente est plus grande à proportion dans les petits sporocystes que dans les gros, il en résulte que c'est dans les premiers aussi que la différence de courbure et, par suite, la différence entre l'épaisseur de la lentille et son diamètre, atteignent leur maximum.

La membrane du sporocyste est incrustée d'oxalate de calcium. Les cristaux ont la forme de petits clous atteignant rarement 1 μ, de la pointe libre à la tête enchâssée dans la paroi (fig. 11); plus souvent ce sont de très petites granulations obtuses distantes de 0μ,5 à peine (fig. 10). Cette ornementation se rencontre dans tou-

tes les cultures à froid ou à chaud. Les cristaux d'oxalate sont exceptionnels sur les supports des sporocystes et sur l'appareil végétatif. Pourtant on en trouve à la surface des filaments, surtout dans les cultures gênées : par exemple sur l'enduit humide et peu fructifère qui couvre une partie de la pomme de terre en tube de Roux (fig. 16). Mais ces cristaux se distinguent de ceux des sporocystes par l'irrégularité de leur distribution et de leurs dimensions; ils sont d'ordinaire plus volumineux (5 μ dans les divers sens par exemple). Par un contraste digne de remarque, c'est dans ces cultures où l'acide oxalique était sécrété en excès sur les filaments, que nous avons trouvé quelques sporocystes (pas tous) à membrane lisse.

La diffluence de la membrane est aussi inconstante que dan les autres espèces du même groupe. Elle est de règle dans les premiers sporocystes d'une culture bien humide et poussant vite ; alors la membrane ne laisse d'autre trace que la portion concrescente à la columelle. Cette portion se reconnaît à son épaisseur et aux granulations cristallines qui décorent sa face externe, tandis que la membrane devient brusquement mince et lisse en passant à la columelle. La portion de la membrane adhérente à la columelle forme, dans ce cas, toute la collerette ; mais, en général, il reste un lambeau plus ou moins étendu qui représente la partie libre de la collerette. Le sporocyste devient enfin indéhiscent quand la culture se dessèche ; il protège indéfiniment les spores qui ne trouvent pas les conditions d'humidité requises pour leur germination. Dans des cultures sur carotte sèches depuis plus de vingt mois, les derniers sporocystes formés sont intacts, hérissés de pointes cristallines et remplis de spores turgides et vivantes comme au premier jour (fig. 10).

Les spores sont d'une remarquable constance de forme et de dimensions. Dans des cultures sur divers milieux, à froid ou à chaud, datant de deux jours à deux ans, la spore se présente latéralement comme une ellipse de 4 μ à 4,75 de long sur 3 à 3,5 de large ; vue par un bout elle est circulaire, avec les dernières dimensions comme diamètre. Ces dimensions correspondent aux mensurations de Wehmer; cependant celles-ci représentent un rapport moindre de la largeur à la longueur. D'après les figures de Wehmer, les spores semblent un peu contractées. La constance de ces dimensions tient à ce que les spores se gonflent peu pour germer. J'en ai vu émettre un tube germinatif presque aussi gros qu'elles, sans avoir perdu totalement leur contour elliptique.

La membrane est d'épaisseur sensible, 1/4 de μ environ, gris violacé, lisse et homogène. Elle ne présente pas ces taches jaunâtres qui ponctuent sans faire de saillie la surface des spores des *Mucor circinelloides* et *ambiguus*.

Dans les fructifications sympodiques que nous venons d'examiner, la végétation est en général indéfinie; le tube qui s'est terminé par un sporocyste possède encore assez de protoplasme vivant pour faire les frais d'un rameau sporifère d'ordre supérieur. Le protoplasme résiduel peut aussi s'organiser sur place, soit en chlamydospores intercalaires de la largeur du tube, soit en gemmes internes arrondies, échelonnées dans l'intérieur du filament. Parfois un tube nouveau se forme par accroissement de la membrane sous laquelle est né un rameau, s'allonge dans le filament vide dont le sporocyste a dispersé ses spores, et s'étend jusque dans l'intérieur de la columelle (fig. 15). Ce tube interne est généralement étroit; mais, par places, il se dilate pour former une chlamydospore appliquée contre la paroi du tube vidé qui se distingue à ses plissements ou à ses cannelures obliques. Ces dilatations sont particulièrement remarquables dans la columelle qui se trouve ainsi remplie par un kyste unique exactement moulé sur sa cavité ou par un certain nombre de pseudospores moins volumineuses (fig. 16).

On rencontre aussi des sporocystes vivipares où la prolifération s'est trouvée brusquement réfrénée par la tendance à la formation de chlamydospores. Dans l'espace limité par la columelle et par les débris déchirés de la membrane hérissée de cristaux d'oxalate, des spores encore elliptiques et normales sont entremêlées de chlamydospores isolées ou portées sur de courts pédicelles, produits de la germination anticipée d'un certain nombre de spores et du passage rapide de leurs produits à l'état de repos.

Affinités du MUCOR ROUXIANUS

Les rapports de la columelle avec le pédicelle d'une part, la membrane du sporocyste d'autre part fournissent la base d'une division du genre *Mucor* en trois sections :

1° Le renflement columellaire est indépendant du pédicelle et de la membrane ; il naît par un brusque changement de courbure au sommet rétréci du pédicelle : *Mucor Mucedo.*

2° Le renflement columellaire est indépendant de la membrane sporocystique; mais il continue la courbe du sommet élargi du pédicelle; la massue, persistante après la dispersion des spores, est formée à la base par le pédicelle (apophyse), au sommet par la columelle : *Mucor corymbifer.*

3° Le renflement columellaire est indépendant du pédicelle, mais concrescent à la base avec la membrane du sporocyste; il naît avec celle-ci au sommet rétréci du pédicelle par un brusque changement de courbure comme dans la première section : *Mucor circinelloïdes.*

Tous les *Mucor* industriels rentrent dans cette dernière caté-

gorie y compris le *Mucor plumbeus* Bonorden 1861 (*M. spinosus*, Van Tieghem 1876) souvent figuré avec une columelle libre.

Le *Mucor Rouxianus* est facile à distinguer des deux espèces saccharifiantes étudiées par Gayon et Dubourg : *M. racemosus* et *M. alternans*. Le premier a les spores plus grosses et leur longueur l'emporte moins sur la largeur. Le second a des spores de même forme mais plus longues ; de plus, comme notre *M. ambiguus* qui lui est probablement identique, il se distingue par la forte incurvation du premier pédicelle ; le port des fructifications présente avec celui des *Circinella* une ressemblance qui ne se retrouve pas dans le *M. Rouxianus*. La distinction est beaucoup plus difficile à l'égard du *M. circinelloides :* nous avions même cru à une confusion de semences lorsque nos premiers semis d'amylomyces nous ont donné des fructifications ; cependant les caractères morphologiques ne sont pas absolument identiques ; la membrane des spores est unie dans le *M. Rouxianus*, ponctuée dans le *M. circinelloides ;* ce dernier a une columelle beaucoup moins surbaissée ; une columelle de 15 μ est sensiblement sphérique ; une columelle de 11 μ de large a encore 10 μ de haut. Les propriétés physiologiques confirment la diagnose, puisque le *M. circinelloides*, puissant agent de fermentation des sucres intervertis, est dénué de pouvoir saccharifiant.

Le *Mucor fragilis* Bainier est aussi très voisin du *M. Rouxianus* ; je l'ai rencontré près d'Epinal le 17 avril 1900 sur une souche de bouleau récemment abattu, dans un écoulement fermentant vivement. Il formait à la surface du bois une peau épaisse, jaune orangé pâle, comme la croûte humide que j'ai signalée sur les pommes de terre ensemencées avec le *M. Rouxianus*. Cette peau était formée d'un thalle entremêlé de gemmes innombrables, tout comme celle qui provenait de la levure chinoise. Malheureusement, je ne me trouvais pas outillé pour isoler cette espèce ; je n'obtins que des cultures impures bientôt détruites par un *Piptocephalis* parasite du *Mucor*. Le *M. fragilis*, qui donne un pigment jaune quand la végétation est gênée et d'abondantes chlamydospores, a des spores que je n'ai pu distinguer de celles de la levure chinoise ; les sporocystes ont la même taille, la même forme, la même poussière d'oxalate de calcium ; mais la portion concrescente de la columelle et de la collerette est un peu plus étroite ; la columelle elle-même est souvent plus haute que large. Enfin, les zygospores se forment aisément, tandis que le *M. Rouxianus* n'en a pas fourni jusqu'ici.

Le *Mucor javanicus* Wehmer se trouvait mélangé au *M. Rouxianus* dans une levure chinoise provenant de Singapoure et au *Rhizopus Oryzae* dans un ragi javanais provenant de Kagok-Tegal à l'est de Java. Il se distingue physiologiquement des deux

Mucorinées actives, parce qu'il ne saccharifie pas l'amidon ; c'est d'ailleurs un ferment alcoolique qui exerce son action, même sur les saccharoses ; cependant, la production d'alcool (1) aux dépens du sucre de canne est accompagnée d'un faible dégagement de gaz. Morphologiquement, le *M. javanicus* est voisin du *M. Rouxianus* et Eijkman ne l'en a pas distingué. Il produit le même pigment sous forme de gouttes jaunes de réfringence huileuse contenues dans les filaments et donnant aux cultures une couleur brun jaunâtre, à la fin orangée. La matière colorante serait moins abondante que chez le *M. Rouxianus*, mais de même nature ; les gemmes sont semblables, mais n'atteignent pas les dimensions géantes qu'elles offrent parfois dans l'espèce active. Wehmer assigne aux sporocystes les mêmes dimensions, le même aspect, la même couleur, la même structure dans les deux espèces. Seulement ils sont portés sur un gazon plus robuste, haut de 3 à 4 centimètres chez le *M. javanicus* ; on peut en compter 6 ou 8 sur un même sympode sans même l'isoler jusqu'à la base. La distinction repose surtout sur la forme de la columelle aussi souvent allongée que déprimée, prenant un aspect oviforme inconnu chez le *M. Rouxianus*. Les spores sont aussi plus grandes et surtout plus larges, passant de la forme elliptique à la forme sphérique : les spores elliptiques varient de 5-7 sur 4-5 μ à 3,5 sur 3 μ ; les spores rondes ont 5-6 μ de diamètre. Bien plus robuste en somme que l'amylomyces, le *M. javanicus* donne des couvertures à la surface des liquides où l'autre resterait plongé.

Cependant il existe dans le ragi une forme intermédiaire par la taille entre le *M. javanicus* et le *M. Rouxianus*, considérée avec doute comme une espèce nouvelle sous le nom de *M. dubius* Wehmer. L'auteur soupçonne que dans son précédent mémoire, il a bien pu figurer le *M. dubius* sous le nom du *M. Rouxianus* : c'est assez dire que la distinction n'est point commode. Les gazons fertiles atteignent 2 à 3 centimètres et supportent moins bien que le *M. javanicus* les hautes températures ; la columelle est sphérique ; les spores ont 6 μ sur 4 en moyenne, mais offrent des variations allant de 4 μ sur 3 à 14 μ sur 9. Les pédicelles seraient moins raides, les membranes sporocystiques moins diffluentes que dans les deux autres : nous savons que ce sont des caractères très inconstants. Au reste, l'identité avec le *M. javanicus* est si complète au point de vue morphologique, comme au point de vue physiologique, que le *M. dubius*, de l'avis de Wehmer lui-même, est sans doute à peine une variété du *M. javanicus*.

Wehmer a longtemps hésité à séparer le *M. javanicus* du M. *circinelloides*. Il lui ressemble beaucoup, surtout dans les formes

(1) D'après Wehmer, le dégagement du gaz serait nul ; nous avons observé l'émission de quelques bulles.

à pédicelles arqués (*M. dubius*); mais ses spores sont certainement plus grandes. Le *M. alternans* a des propriétés saccharifiantes qui font défaut au *M. javanicus*; Wehmer pense qu'il a aussi des spores plus allongées. Mais nous ne trouvons pas de différence morphologique avec notre *Mucor ambiguus*.

En résumé, le *Mucor Rouxianus*, agent de la saccharification par la levure chinoise, se distingue des deux autres *Mucor* saccharifiants précédemment étudiés; le *M. racemosus* et le *M. alternans*, par des caractères morphologiques suffisants pour servir de base à une diagnose spécifique. Le *M. javanicus*, qui lui est parfois mélangé, le relie à un groupe d'espèces non saccharifiantes qui forment un ensemble très homogène dans la série des *Mucor* à columelle concrescente à la collerette. Malgré leur étroite affinité, ces formes constituent certainement des espèces irréductibles entre elles qu'il n'y aurait aucun avantage à réunir dans un stirpe; car, malgré l'ignorance où nous sommes encore au sujet des zygospores de la plupart d'entre elles, il est probable que, tout comme pour les espèces complètement connues, la découverte de ces organes confirmera les distinctions basées aujourd'hui sur les différences délicates des fructifications sporocystiques.

Explication de la planche CCXXIII : *Mucor Rouxianus*.

Fig. 1, 2. — Aspects divers de la ramification dans une culture vigoureuse sur carotte (gr. 80).

Fig. 3. — Pédicelle simple. Dans la même culture (gr. 80).

Fig. 4. — Sympode dont le sommet et les deux premières branches portent des sporocystes, tandis que la troisième branche s'allonge en filament stérile muni de chlamydospores intercalaires. Sur pomme de terre en tube de Roux (gr. 80).

Fig. 5. — Sympode dont les deux dernières branches portent des sporocystes abortifs (*aa'*). — Accumulation de protoplasme sous le dernier (*b*). — Gemmes internes (*c*). — Sur pomme de terre (gr. 310).

Fig. 6. — Fragment de la membrane du sporocyste abortif *a* de la fig. 5; elle est incrustée de fines granulations d'oxalate de calcium (gr. 2.300).

Fig. 7, 8. — Columelle concrescente avec la membrane du sporocyste. Elle est plus fortement surbaissée dans les petits sporocystes (fig. 7) que dans les moyens (fig. 8), (gr. 2.300).

Fig. 9.— Bord d'un sporocyste montrant les spores et la membrane incrustée d'aiguilles cristallines (gr. 2.300).

Fig. 10. — Bord d'un sporocyste montrant les spores et la membrane incrustée de granulations cristallines (gr. 2.300).

Fig. 11. — Aiguilles d'oxalate de calcium en forme de clou de la membrane d'un sporocyste (gr. 2.300).

Fig. 12. — Cristaux de pigment orangé dans les filaments d'une culture pure sur riz de six jours à froid (gr. 2.300).

Fig. 13. — Cristaux de pigment orangé dans les filaments de *M. Rouxianus* gênés par l'invasion d'un *Micrococcus*, sur pomme de terre à 30° (gr. 2.300).

Fig. 14. — Fines gouttelettes de pigment orangé dans une spore de culture sur riz (gr. 2.300).

Fig 15. — Prolifération dans un tube et une columelle vides (gr. 780).

Fig. 16. — Chlamydospores dans un tube fructifère et une columelle. Gros cristaux d'oxalate de calcium sur la membrane (gr. 780).

BIBLIOGRAPHIE

HARPER. — **Sexual reproduction in « Pyronema confluens » and the morphology of the ascocarp** (Ann. of Botany, 1900, 321, avec 2 planches).

L'auteur donne une description détaillée de la reproduction sexuelle chez le *Pyronema*. Ce qui rend ce cas particulièrement intéressant, c'est qu'il présente un nouvel exemple de fusion entre gamètes multinucléés. C'est donc une confirmation importante des travaux de Steven sur l'*Albugo Bliti*, tant au point de vue du nombre des noyaux que de la manière dont se comporte le cytoplasme.

L'oogone du *Pyronema* porte, comme on le sait, un trichogyne dans lequel pénètre l'anthéridie. Le tube dans lequel consiste ce trichogyne est primitivement séparé de l'oogone par une cloison transversale, et cette cloison ne disparaît plus tard (par résorption) que pour livrer passage au protoplasme de l'anthéridie.

L'oogone et l'anthéridie présentent, dès l'origine, plusieurs noyaux. Leur nombre dans l'oogone est variable, mais peut s'élever à deux cents. A l'époque de la fécondation, ils sont tous réunis en un amas au centre de l'oogone. Un grand nombre de noyaux mâles entrent par le trichogyne; ils paraissent à peu près égaux en nombre aux noyaux femelles. Ils sont attirés vers l'amas des noyaux femelles et bientôt ensuite chacun d'eux opère sa fusion avec un élément femelle. Il y a toujours un certain nombre de noyaux non appariés : on les distingue à leurs dimensions plus petites, et ils ne tardent pas à être résorbés.

Les hyphes ascogènes naissent directement de l'oogone fécondé et, à mesure qu'elles se développent, l'oogone se vide de son protoplasme au point de devenir complètement creux. Le développement des asques s'opère comme chez les genres *Peziza*, *Ascobolus*, *Erysiphe* et autres. Le jeune asque est la seconde cellule d'une branche incurvée. Il contient deux noyaux qui se fusionnent entre eux. Cette fusion des noyaux donne naissance à huit noyaux, par deux mitoses successives qui s'accompagnent de la production de rayons chromatiques (asters).

L'ascocarpe du *Pyronema* se compose d'un ensemble d'hyphes étroitement entrelacées : il n'est possible de distinguer les hyphes

ascogènes de celles purement végétatives que par la dimension des noyaux, plusieurs fois plus gros chez les premières. L'enveloppe de l'ascocarpe ainsi que les paraphyses sont constituées par des hyphes végétatives.

Le *Pyronema* offre ainsi un type intermédiaire entre la fusion qui s'opère d'une façon très simple entre l'anthéridie et l'oogone chez le *Sphaerotheca*, d'une part, et l'appareil compliqué muni d'un trichogyne que l'on rencontre chez les Laboulbéniacés, d'autre part.

Tissier. — **Recherches sur la flore intestinale et bactériologique du nourrisson.**

L'auteur a étudié la flore intestinale du nouveau-né avant toute alimentation, puis aux diverses époques de la vie du nourrisson, sain ou atteint de troubles divers de la digestion intestinale.

Chez tous les enfants, après la naissance, il y une phase aseptique de dix à vingt heures, puis apparaissent dans l'intestin grêle des espèces microbiennes différentes suivant que l'enfant est élevé au sein ou au biberon. Ces espèces sont assez bien déterminées pour que le seul examen des selles de l'enfant sain permette d'affirmer le genre d'alimentation auquel il est soumis. S'il survient des troubles intestinaux, aux espèces bactériennes ordinaires s'ajoutent d'autres espèces également bien *déterminées* et *différentes*, suivant que l'enfant est nourri au sein ou au biberon. Les selles de l'enfant nourri au lait stérilisé ne peuvent être distinguées par l'étude bactériologique de celles de l'enfant nourri au lait ordinaire.

Chez l'enfant nourri au sein, la digestion est complète, les déchets qui en proviennent sont peu riches en substances fermentescibles. En outre la bactérie prédominante (*B. bifidus*) n'agit pas sur le lactose et ne peut avoir qu'une action légère sur les dérivés des albuminoïdes. Les autres bactéries ne peuvent déterminer que des fermentations de peu d'importance.

Il n'en est pas de même chez le nourrisson au biberon ; ici la digestion est incomplète, les substances fermentescibles se trouvent en abondance et les microbes agissant sur le lactose, avec ou sans production de gaz, sont nombreux.

L'auteur étudie, enfin, l'action des microbes *empêchants* qui s'opposent au développement des espèces pathogènes et montre que chez l'enfant au sein, les conditions sont moins favorables à l'éclosion des entérites.

Rolland L. — **Champignons du Golfe Juan** (Bull. soc. myc. 1901).

Les espèces nouvelles sont *Inocybe cortinata*, *Acetabula simplex*, *Orbilia hesperidea*, *Laestadia Eucalypti*, *Metasphaeria Dasylirii*, *Calonectria bambusina*, *Hysterium Lentisci*, *Trichospora calospora*. Tous les caractères en sont figurés dans deux belles planches coloriées.

Durand E.-J. — **The Genus Holwaya**. (*Bull. of the Torrey bot. Club*, 1901, 349). (Planche CCXXI, f. 1-2).

L'auteur établit, comme suit, la synonymie d'un discomycète qu'il a rencontré aux environs d'Ithaque (Canada); l'étude qu'il a faite sur les spécimens desséchés qui ont servi de types aux divers

créateurs de ces noms d'espèces, ne saurait laisser aucun doute sur l'identité de la plante désignée sous ces différents noms. Saccardo avait placé ce discomycète dans le genre *Bulgaria* en s'appuyant sur ce terme « gelatinous stratum » mentionné dans la première description d'Ellis ; mais en réalité il n'offre à aucun moment le caractère gélatineux. Les paraphyses sont plus longues que les asques et adhèrent à leur extrémité à un épithélium noir et épais, recouvrant l'hyménium : ce caractère le place dans les Patellariées. Le genre *Holwaya* diffère du genre *Lahmia* Körb en ce qu'il est stipité, présente un hypothécium foncé et un stipe tomenteux.

Ce discomycète est presque toujours accompagné d'un hyphomycète, que Massee a considéré comme un Basidiomycète et qu'il a classé dans le genre *Dacryopsis* ; d'après le professeur Burt et d'après l'auteur, l'examen microscopique ne permet d'y voir qu'un stade conidial.

L'auteur a pu s'assurer, en semant des ascospores, qui ont fourni une forme conidiale identique à celle qui existe dans la nature, que celle-ci était bien le stade conidial du discomycète.

Voici la diagnose de ces deux stades :

HOLWAYA Sacc., Syll., VIII, 646.

Genre de Patellariées. Ascomates stipités, stipe tomenteux ; hypothecium et excipulum brun foncé ; sporidies 8, hyalines, filiformes, multiseptées, ne se rompant pas à la maturité.

HOLWAYA GIGANTEA (Peck) Durand.

a. Forme ascigère.

Patellaria leptosperma Peck. (Reg. Rep. XXX, 62) 1878.

Bulgaria Ophiobolus Ellis (An. nat., XVII, 193), 1883.

Lecanidion leptospermum (Pk.) Sacc. (Syll., VIII, 800) 1889.

Chlorosplenium Canadense E. et E. (Proc. Phil., Ac. Sc., XLI, 146) 1893.

Holwaya tiliacea E. et E. (An. nat., XXXI, 427), 1897.

b. Forme conidiale.

Stilbum giganteum Peck (Reg. Rep., XXIV, 93, pl. III, f. 7-9) 1871.

Coryne Ellisii Berk. (Grev., II, 33) 1873.

Graphium giganteum (Pk.) Sacc. (Syll., IV, 611) 1886.

Dacryopsis Ellisiana Massee (Journ. myc., VI, 181, pl. VII, f. 19-21) 1891.

a. Forme ascophore. — Ces piteux ou isolé, stipité. Disque en cupule, devenant ensuite plan, ou à marge infléchie et ombiliquée au centre, orbiculaire, 7 cm., 5 à 1 cm., 5 de diamètre, noir-verdâtre, extérieurement de même couleur, pruineux ou granuleux. Stipe, 0,25-0,75 cm. de haut, atténué en bas, noir-grisâtre, couvert d'un tomentum brun-olive, qui souvent disparaît avec l'âge. Chair brun foncé ou noire. Hypothécium bien développé, composé d'un tissu inextricable d'hyphes ; excipulum formé d'hyphes plus lâchement entrecroisées, passant à une couche corticale de pseudo-parenchyme, formé de cellules polygonales (10 μ) qui, par groupes, font saillie à la surface et lui donnent un aspect granulé. Cette couche ne s'étend pas au-delà des côtés de la cupule et de la partie supérieure du stipe. Stipe composé d'hyphes étroitement entrelacées qui font saillie à sa surface formant ainsi le tomentum, septées, peu

ramifiées, épaisses de 2 μ. Asques atténués en bas et s'élargissant progressivement en massue, à sommet arrondi ; ne bleuissant pas par l'iode, variables de dimension chez le même individu (120-200 × 10-12 μ). Sporidies 8, filiformes-cylindriques ou en massues longuement atténuées, arrondies aux extrémités ou quelquefois pointues à un bout, droites ou incurvées, hyalines, multinucléées, septées en 14 à 20 cellules dont chacune est aussi longue que large, de dimensions très variables (30-75 × 3-4 μ). Paraphyses filiformes, grêles, plus longues que les asques, se renflant en boule à leurs extrémités qui adhèrent entre elles et sont collées par une matière amorphe pour former l'épithécium.

b. Forme conidiale.—En troupe ou isolée, de consistance charnue gélatineuse, stipe cylindrique ou atténué en haut (3-10 × 2 mm.), noir. Tête largement elliptique, molle, visqueuse, pâle (2-6 × 2-4 mm.). Conidiophores très grêles, ramifiés. Conidies hyalines, elliptiques (3 × 1 μ).

Sur les troncs d'arbres renversés et pourrissant, d'ordinaire dans les crevasses de l'écorce, principalement sur le tilleul, mais aussi sur l'érable, le chêne et le magnolia (octobre et novembre).

Explication de la planche CCXXI, f. 1-2.

Fig. — Section d'un carpophore de *Holwaya gigantea* (Peck) Durand, pour en montrer la forme et le stipe tomenteux.

Fig. 2. — Une paraphyse et un asque (celui-ci contenant une ascospore). Deux ascospores isolées.

Burt. — **Structure and Nature of Tremella mycetophila Peck.** (*Bull. of the Torrey bot. Club*, 1901, p. 285).

En 1879, M. Peck, de New-York, a décrit une déformation sous forme de circonvolutions, qui se produit à la surface du chapeau ou du pied du *Collybia dryophila* et il l'a attribuée à une Trémelle qu'il a décrite sous le nom de *Tremella mycetophila*.

M. Burt, en examinant des spécimens conservés dans l'alcool, que M. Peck lui a communiqués, a reconnu que le champignon qui produisait cette déformation ne présentait aucun des caractères microscopiques des Trémelles et était en réalité un *Exobasidium* qu'il décrit sous le nom d'*Exobasidium mycetophilum* (Peck) Burt et dont les caractères sont les suivants :

Suborbiculaire, déprimé, formé de plis et de circonvolutions, charnu, légèrement pruineux, jaunâtre ou blanchâtre, large de 0,35-1 cm.; basides simples, cylindriques, surmontées de quatre spores ; basidiospores simples, hyalines, unies, inéquilatérales ou légèrement courbées (5-7×1-5 – 1-5 μ); conidies simples, hyalines, (2×1,5 μ), disposées en chapelet à l'extrémité d'hyphes grêles subhyméniales.

Explication de la planche CCXXI, fig. 3-7.

Fig. 3. Trois fructifications d'*Exobasidium mycetophilum* sur *Collybia dryophila*. Gr. naturelle, d'après Peck.

Fig. 4. Une fructification vue de face.

Fig. 5 et 6. Basides portant des spores. Gr. 1140.

Fig. 7. Conidies : un groupe de quatre conidies réunies en chapelet et nées à l'extrémité d'une hyphe grêle. Gr. = 1.760.

Matruchot et Dassonville. — **Eidamella spinosa, dermatophyte produisant des périthèces** (*Bull. Soc. mycol.*, 1901, 123). (Planche CCXXI, f. 8-15).

Ce champignion présente ce grand intérêt que c'est le premier dermatophyte dont on ait obtenu les périthèces.

Il se cultive avec la plus grande facilité sur milieu Sabouraud glucosé ou mannité, sur tranches de carotte, sur poils de cheval, etc. Il produit un abondant pigment rouge violacé, qui diffuse dans le milieu ambiant, pigment analogue à celui que fournissent divers champignons de Teignes.

Le mycélium, cloisonné, abondamment ramifié, est incolore; toutefois par places il présente des parties colorées. Cette coloration est dûe à une pigmentation secondaire, à une auto-imprégnation : c'est le pigment excrété par le champignon et diffusé dans le milieu extérieur qui est repris par certaines parties du mycélium et fixé pas le contenu cellulaire.

Tout à fait au début chaque périthèce se manifeste par l'enroulement en spirale d'un rameau autour de la branche mycélienne qui lui a donné naissance (f. 5). Ce premier stade a été décrit par Eidam pour le genre *Ctenomyces*.

La paroi du périthèce tire son origine, soit de rameaux nés sur la partie inférieure de la branche spirale, soit de rameaux nés plus loin sur le mycélium. Les rameaux latéraux se cloisonnent et se ramifient abondamment; ils forment ainsi des arborescences, réparties de façon variable tout autour de la masse centrale, et constituent une sorte de cage au périthèce : ces rameaux ne s'intriquent ensemble qu'à leur base et légèrement; on n'a pas, comme chez les *Gymnoascus*, une sorte de treillis plus ou moins régulier enveloppant la masse sporifère centrale. A la maturité, ces rameaux sont fortement cutinisés; dans le premier âge, ils se terminent par un ou plusieurs tortillons spiralés incolores.

Dans la partie centrale, les asques sont disposés en grappes sur les rameaux internes du périthèce. Ils sont brièvement pédicellés (f. 14) et mûrissent tous à peu près simultanément.

Les asques de forme ovale (6-7×3-4 μ) renferment huit spores en forme de citron (3×1,5 μ); la membrane de l'asque est très fugace comme chez toutes les Gymnoascées. Les asques sont pédicellés.

Dans les vieilles cultures, il se forme sur le trajet du mycélium, par enkystement local du protoplasma, des chlamydospores intercalaires.

Voici la diagnose du genre.

Eidamella. — Périthèce buissonneux, péridium formé d'hyphes à paroi épaisse, cutinisée et noire, abondamment ramifiées, portant de courtes branches latérales à pointe incolore sur laquelle s'insère, dans le jeune âge, un à cinq filaments spiralés incolores. Asques nombreux, ovales, courtement pédicellés, renfermant huit ascospores fusiformes, incolores.

Une seule espèce connue, *E. spinosa*, vivant en parasite sur la peau du chien.

Explication de la planche CCXXI, fig. 8-15. *Eidamella spinosa* Matruchot et Dassonville.

Fig. 8. Le parasite dans la lésion : *a* mycélium avec chlamydos-

pores intercalaires ; *c* chlamydospores plus ou moins dissociées. Gr. = 1.300.

Fig. 9. Début du périthèce par un filament spiralé. Gr. = 1.000.

Fig. 10. Périthèce adulte. La partie centrale, de teinte plus sombre, représente l'ensemble des asques et des ramifications basales des ornements cutinisés. Gr. = 330.

Fig. 11 et 12. Portions terminales des ornements de la paroi du périthèce montrant les appendices incolores et à branches spiralées qui font suite à la partie cutinisée des ornements. Gr. = 1.000.

Fig. 13. Asque isolé. Gr. = 1.000.

Fig. 14. Asques en place ; ils sont courtement pédicellés. Gr. = 1.000.

Fig. 15. Culture de six mois : filament avec nombreuses chlamydospores intercalaires. Gr. = 1.300.

Rostrup. — **Roesleria pallida** (Pers.) Sacc. (*Journ. de bot. de la Soc. roy. de Copenhague*, 1898, p. 50).

« Sous le nom de *Roesleria hypogaea*, Thümen et Passerini ont décrit un champignon qui se trouve fréquemment sur les racines de la vigne. Ce même champignon a été trouvé, en Danemark, non seulement sur la vigne mais encore sur les racines de cerisiers et des ormes. Plusieurs auteurs l'ont regardé comme un *Hyphomycète* et l'ont rangé parmi les *Stilbées* ; mais il est certainement un *Ascomycète* qui sous plusieurs rapports se rattache aux *Helvellacées*, tandis que par d'autres caractères essentiels il concorde avec les *Caliciées*. M. Saccardo le place près du genre *Coniocybe* et il l'appelle *Roesleria pallida* (Pers.) en le regardant comme identique au *Calicium pallidum* (Pers.), qui croît sur de vieux troncs d'arbres.

S'il en est ainsi, ce qui me paraît bien probable, nous avons alors le cas remarquable que ce champignon, quand il croît sur des racines au-dessous de la surface de la terre, où il ne peut pas s'associer avec des algues vertes, vit comme saprophyte, tandis que, quand il croît sur des troncs d'arbres, il se présente comme un Lichen avec un thalle à gonidies, quoique faiblement développé. En admettant cela et en considérant qu'il n'y a guère de raison de faire distinction entre les genres *Roesleria* et *Coniocybe*, le nom correct pour le champignon qui est appelé généralement *Roesleria hypogæa* sera *Coniocybe pallida* (Pers). »

Nous reproduisons ci-dessus l'opinion du prof. Rostrup, qui paraît affirmer dans cette note l'existence d'un thalle proprement dit (à gonidies) chez le *Roeslesia hypogæa*. Cette plante fait partie des *Caliciées*, groupe qui est sur la limite des Lichens et des Champignons et que M. Saccardo range parmi les Champignons.

« Ce groupe remarquable, dit-il (1), a été rattaché par plusieurs auteurs aux Lichens ; toutefois il a aussi une étroite parenté avec les Discomycètes. J'exposerai ici les genres et les espèces les plus vulgaires, qui prennent le plus facilement place parmi les champignons, mais il y en a assurément beaucoup d'autres que l'on trouvera dans les traités de Lichénologie, où il faudra aussi chercher des diagnoses plus étendues ».

(1) Saccardo. Sylloge VIII, p. 625.

De son côté, le Dr Rehm a écrit (1) : « Il est bien vrai qu'une grande partie des Caliciées possèdent un véritable thalle de lichen, plus ou moins développé et nettement coloré ; par contre ce thalle pour les espèces décrites dans le chapitre suivant (Bd. I, Abth, III, S. 383) n'est pas démontré ou du moins il n'est pas certain qu'il leur appartienne en propre ; ces espèces sont plutôt de véritables parasites. Pour ces motifs, elles doivent être classées parmi les Discomycètes, avec lesquelles elles concordent par l'absence des gonidies, par leur structure et par leur genre de vie ».

Quant à la distinction entre les genres *Rœsleria* et *Coniocybe*, elle consiste, d'après M. Saccardo, en ce que le genre *Coniocybe* possède un thalle, tandis que le genre *Rœsleria* n'en possède pas.

Il eût été à désirer que M. Rostrup donnât quelques explications plus étendues ou quelques dessins au sujet de ce thalle à gonidies qu'il aurait observé. M. le prof. Cooke considère aussi cette espèce comme un lichen et la désignait déjà en 1881 sous le nom de *Coniocybe pallida*.

Le *Rœsleria hypogaea* possède des asques que l'on peut voir figurés *Rev. mycol.*, tab. XVI, fig. 2 ; il y est désigné sous le nom de *Sphinctrina coremioides* B. et Br. qui est synonyme. M. Saccardo, dans son Sylloge, dit qu'il en a d'abord contesté l'existence, parce qu'on ne les trouve d'ordinaire que sur des échantillons qui s'éloignent du type habituel ; mais qu'ils existent bien réellement (2).

L'on considérait autrefois ce champignon comme pouvant être cause du *pourridié de la vigne ;* mais M. Viala a reconnu qu'il ne produisait pas de rhizomorphes et était inoffensif (3).

Quélet, dans son quatorzième supplément (Assoc. fr. pour l'avanc. des sc., 1885), décrit ce champignon comme suit sous le nom de *Pilacre Friesii*. « Cette espèce, dit-il, rétablie par M. Boudier, et une variété *subterranea* également de Weinmann (appelée depuis : *Vibrissea flavipes* Rab., *Rœsleria hypogaea* Thüm) constituent un genre, l'un des meilleurs de Fries, affine à *Cudonia*, *Vibrissea*, etc. et semblable à un *Onygena* dont il se distingue par un hyménium périphérique. »

« *Pilacre Friesii* Wnm. (planche CCXXI, fig. 16-21). Stipe grêle flexueux, pruineux, *citrin*, crème au sommet, ocracé en dedans. Capitule globuleux (1-2 mm.), revêtu d'un hyménium tomenteux, *verdâtre* ou *olivâtre*. Spore sphérique (0mm,004-5), puis ellipsoïde avec un pli annuliforme, hyaline. »

A côté de cette espèce, Quélet en décrit deux autres dont les conidies sont seules connues, mais dont on trouvera sans doute un jour les thèques cylindriques comme dans le *Pilacre Friesii*. Ce sont :

1. *Pilacre faginea* Fr. Stipe grêle, coriace, farineux, grisâtre ou paille. Capitule sphérique (2-4 mm.), *pulvérulent-floconneux, blanc grisonnant*. Conidie sphérique (0mm,006-0,009), oscellée, hyaline.

(1) Rehm. *Rabenhorst's Kryptogamenflora von Deutschland, Oesterreich und der Schweiz.*

(2) *Rev. myc.*, janvier 1881, p. 1, planche XI, fig. 1-9, et avril 1881, p. 1 ; Sylloge VIII, p. 826, définition du genre *Rœsleria*.

(3) *Rev. myc.*, 1893, p. 94.

Eté-automne. — Sur l'écorce du hêtre.

2. *Pilacre Petersii* Bk et Curt. Stipe grêle, floconneux et blanc. Capitule globuleux turbiné (3-5 mm.) *floconneux*, *bistré* ou *chamois*. Conidie sphérique (0mm,006-0mm,009), oscellée, brun fauve.

Eté-automne. — Sur l'écorce du charme.

Explication de la planche CCXXI, fig. 16-21.

Rœsleria hypogaea Thüm. et Pass. (= *Coniocybe pallida* (Pers.) Rostrup = *Pilacre Friesii* Wnm., var. *subterranea* Wnm.)

Fig. 16. — *Pilacre Friesii* Weinm. Gr. = 1.

Fig. 17. — *Id.* grossi.

Fig. 18. — *Id.* en section optique.

Fig. 19. — Capitule du champignon en section optique montrant les asques et les paraphyses.

Fig. 20. — Asques et paraphyses isolés.

Fig. 21. — Spore avec un pli annuliforme.

Lindau G. — **Beobachtungen über den süd afrikänischen Heuschreckenpilz,** Mucor locusticida, nov. sp. (Notizblatt des königl., botan. Gart. und Museums zu Berlin, 5 juillet 1901). **Observations sur le Champignon des sauterelles du sud de l'Afrique.**

L'auteur a semé les spores sur une décoction diluée de prunes.

Les spores de forme ellipsoïde ont un diamètre variant de 3 à 6 μ. Déjà au bout de vingt-quatre heures elles avaient toutes germé. En goutte suspendue, il est facile de suivre le développement du mycélium qui ne présente pas de cloisons et ne tarde pas à se ramifier et à produire des sporanges. A la maturité, le sporange est grisâtre et sa surface couverte de fins cristaux à peine perceptibles à l'œil. Au début des cultures, le nombre des spores est considérable ; à mesure que les cultures s'appauvrissent, le nombre des spores décroît et peut tomber à 10. Le diamètre des sporanges peut atteindre jusqu'à 23 μ. Ils ne présentent pas de columelle. Le sporangiophore se rétrécit au point d'insertion du sporange. Les spores s'échappent par une déchirure du sporange.

Lorsque le mycélium se développe dans un milieu privé d'air, on y voit apparaître de nombreuses cloisons qui le partagent en un grand nombre de cellules, dont la plupart se gonflent ou s'arrondissent, parfois en forme de tonneau. Sur ces cellules, on voit pousser d'autres cellules bourgeonnantes. Les spores que l'on dépose dans un liquide privé d'air se mettent à bourgeonner à la façon des levures, tout comme les sporidies des Ustilaginées. A un stade plus avancé, ces cellules se séparent les unes des autres et deviennent libres, chacune d'elles étant capable de se multiplier de la même façon.

Ce *Mucor* se rapproche des Mortierellacées par l'absence de columelle et des Mucoracées par l'existence de cellules bourgeonnantes. Pour lui assigner une place définitive dans la classification, il faudrait connaître les zygospores que l'on n'a pu observer jusqu'à présent.

Ce champignon se multiplie avec la plus grande facilité sur toutes sortes de milieu, notamment sur le pain arrosé avec du moût de bière. Aussi serait-il facile de l'obtenir en grande quantité, s'il se

confirme qu'il est bien réellement la cause de la maladie qui décime les sauterelles.

Explication de la planche CCXXI, fig. 22-24.

Mucor locusticida Lindau.

Fig. 22. — Mycélium produit par la germination d'une spore et portant un jeune sporange. Gr. = 330.
Fig. 23. — Formation de bourgeons sur la partie inférieure d'un mycélium.
Fig. 24. — Spore en train de produire des bourgeons.

Dangeard. — **Sur un nouveau parasite des Amibes « le Rhizoblepharis Amœbae. »** *(Le Botaniste*, 13 fév. 1900, p. 85).

C'est un champignon filamenteux aquatique; ses tubes peu ramifiés s'allongent dans le liquide et, lorsqu'ils arrivent en contact avec les Amibes, ils donnent naissance à de courts rameaux qui se dichotomisent à l'intérieur du cytoplasme de l'amibe (CCXXI, f.25). On peut quelquefois suivre les filaments du thalle sur une certaine longueur, on peut constater alors qu'un même thalle arrive à détruire des douzaines d'amibes par ce procédé.

Le système ramifié qui se produit à l'intérieur de chaque amibe ressemble aux suçoirs de certains *Peronospora*; mais il porte son action destructive sur le cytoplasme et ne paraît pas avoir d'action spéciale sur le noyau. C'est par la destruction de l'endoplasme chromatique que s'accusent d'abord les ravages effectués par le parasite; le noyau ne tarde pas à former une boule chromatique, sans structure et d'apparence un peu oléagineuse.

Explication de la planche CCXXI, fig. 25.

Fig. 25. — Le *Rhizoblepharis Amœbae.*

Godfrin (Julien). — **Caractères anatomiques des Agaricinés**, 1901. (Planche CCXXII, fig. 1-5).

L'auteur se propose d'étudier, d'une façon complète, au point de vue histologique, la structure du chapeau des Agaricinés.

Il pense trouver des caractères microscopiques qui permettront de distinguer, d'une façon certaine, les espèces voisines dont la détermination est souvent si difficile et parfois même incertaine.

Il commence par définir les termes dont il a l'intention de se servir.

L'ensemble de l'appareil reproducteur des Agaricinés est le *carpophore* ou *appareil sporifère* (*Fruchtkorper*); il se compose du *stipe* et du *chapeau.*

Le chapeau comprend une partie supérieure formant un corps continu qui lui donne sa forme générale : c'est le *réceptacle* ou *hyménophore*, et ensuite les *lamelles* s'en détachant inférieurement.

Le réceptacle, dans l'immense majorité des cas, est hétérogène : il se compose de deux tissus dont l'un, situé à sa face inférieure et se prolongeant dans les lamelles, en constitue la partie la plus importante et fondamentale, c'est le *tissu réceptaculaire* ou *chair pilétique* et dont l'autre, qui limite supérieurement le chapeau, est

désignée par l'auteur sous le nom de *revêtement* ; l'auteur rejette les termes de *cuticule* (qui a un sens défini chez les plantes vasculaires), ainsi que celui de *voile* (qui préjuge sans preuve aucune l'homologie de ce revêtement avec le volva des Amanites). L'étude de ce revêtement paraît à l'auteur devoir fournir de bons caractères spécifiques.

Quant aux lamelles, elles renferment un tissu qui est un prolongement du tissu piléaire et qu'on appelle la *trame*. Chez certaines d'entre elles qui, à cause de cela, sont dites *centriques*, la trame se compose d'un tissu médian, le *mésostrate*, recouvert sur ses deux faces par une couche pseudo-parenchymateuse, le *subhyménium*. Enfin l'hyménium, dont la composition générale est bien connue, tapisse toutes les surfaces lamellaires.

L'auteur a étudie, dans ce premier fascicule, quatre espèces appartenant au genre *Panaeolus*. L'un des caractères de ce genre consiste en ce que les basides d'une même lamelle ne mûrissent pas simultanément, mais, au contraire, à des époques successives, ce qui communique aux lamelles l'aspect *bigarré* qui a valu son nom à l'espèce.

Le bord libre des lamelles présente chez certaines espèces d'agaricinés des poils visibles à l'œil nu. D'après l'auteur, ces poils qui rappellent les cystides et ont dû être souvent confondus avec elles, ont une forme constante dans chaque espèce et, par suite, ont une grande importance pour la détermination des espèces. Fayod les appelle *poils hyméniaux* et l'auteur propose de les nommer aussi *poils cystiformes*. Chez le *Panæolus campanulatus*, ils ont 25-30 μ de longueur ; ils sont formés d'une partie intermédiaire légèrement renflée à ses deux extrémités ; le renflement basilaire est quelque peu conique, tandis que le terminal est plutôt ellipsoïdal (fig. 1).

Ces poils diffèrent des cystides par leur forme, leur dimension et surtout leur lieu d'origine. Ils s'insèrent superficiellement sur la lamelle absolument comme les éléments hyméniaux (f. 2) et pour cette raison doivent être tenus pour différents des cystides et considérés comme des cellules stériles, homologues des paraphyses, ayant suivi un développement spécial. Les deux formes, cystides et poils cystiformes, peuvent du reste coexister sur la même lamelle.

Chez le *Panæolus fimicola* Fr. (fig. 2), ces poils sont en forme de burette, c'est-à-dire qu'ils présentent une partie inférieure renflée, surmontée d'un prolongement tubaire ou col ; leur longueur est d'environ 35 μ. Chez le *Panæolus retirugis*, ils ont d'ordinaire la forme de burette (fig. 3*a*) avec une longueur de 30-35 μ. Ils peuvent se raccourcir de moitié avec toujours la même forme, mais surbaissée (fig. 3*b*). On trouve mêlés à ces cellules un autre type de poils claviformes brusquement rétrécis en un court pédicule (fig. 3 *c*).

En ce qui concerne les paraphyses ou éléments stériles de l'hyménium, l'auteur constate que ces paraphyses (fig. 4 et fig. 5) n'affectent pas ici la forme palissadique qu'on est habitué à leur voir chez les autres genres d'Agaricinés ; elles ressemblent à de jeunes basides. Aussi est-il très difficile de distinguer les basides jeunes et les paraphyses par le seul examen de leurs formes ; il faut, pour parvenir à les distinguer avoir recours aux colorants plasmatiques qui mettent très bien en évidence les basides à cause de leur contenu plus riche en protoplasma.

En ce qui concerne les cystides, Fayod avait émis l'opinion qu'elles constituent un terme moyen entre la paraphyse et la baside. L'auteur ne partage pas cette opinion ; en tout cas les cystides de *Panæolus fimicola* opposent une exception à cette théorie et ne permettent pas de la généraliser. Ces cystides en forme de fuseau dont l'extrémité supérieure est renflée (fig. 5), s'enfoncent dans le tissu de la lamelle à travers la couche hyméniale et la couche sous-hyméniale, parviennent dans le mésostrate et se mettent directement en contact avec les cellules qui le forment, Il n'est donc pas possible quand un organe s'insère aussi profondément dans le tissu de la lamelle, de le rapprocher morphologiquement ni de la paraphyse, ni de la baside qui s'y insèrent toujours superficiellement. L'auteur rappelle que Patouillard a émis déjà la même opinion que la sienne dans ses *Hyménomycètes d'Europe* (p. 48).

Les *Panæolus campanulatus* et *P. retirugis* ne paraissent pas présenter de cystides, tandis qu'on en rencontre au contraire dans le *P. fimicola* (fig. 5).

Le *Panæolus campanulatus* et le *P. sphinctrinus* présentent fort peu de différences dans la structure de leurs tissus ; on s'explique donc que Quélet ait ramené le *P. sphinctrinus* à l'état de simple variété du *P. campanulatus*.

Explication de la planche CCXXII

Fig. 1. — *Panæolus campanulatus*. Poils du bord des lamelles. Gr.=600.

Fig. 2. — *P. fimicola* (Coupe transversale au bord d'une lamelle) poils cystiformes. Gr.=400.

Fig. 3. — *P. retirugis*. Poils cystiformes : *a*) forme habituelle en burette ; *b*) forme surbaissée ; *c*) forme en massue. Gr.=400.

Fig. 4. — *P. campanulatus* (coupe transversale dans une lamelle) *m* mésostrate ; *sh* subhyménium ; *ba* baside adulte ; *bj* basides jeunes ; *p* paraphyses.

Fig. 5. — *P. fimicola* (coupe transv. dans une lamelle) *m* mésostrate ; *sh* subhymenium ; *h* hyménium ; *b* baside ; *p* paraphyse.

Dangeard. — **Structure et communications protoplasmiques dans le « Bactridium flavum »** (*Le Botaniste*, 10 fév. 1900, p. 33). (Planche CCXXII, fig. 6 à 8).

D'après l'auteur, le *Bactridium flavum* serait, à cause des grandes dimensions de ses conidies, l'espèce sur laquelle il est le plus facile d'étudier les perforations des cloisons faisant communiquer entre eux les protoplasmas de deux cellules voisines (v. fig. 6).

La membrane des conidies est épaissie et elle paraît sensiblement homogène ; il n'en est pas de même des cloisons transversales dans lesquelles on distingue trois couches dont la médiane se colore en bleu, quand elle est traitée au bleu de Nicholson, alors que les deux autres ne présentent qu'une teinte verte qui est celle de la membrane développée des conidies.

Dans les préparations, non seulement on peut mettre en évidence le cordon protoplasmique qui traverse la perforation, mais on peut aussi constater l'existence d'un courant ascendant, il n'est pas rare, en effet, de constater qu'une petite partie du cytoplasme d'un article a traversé la perforation pour passer dans l'article supérieur.

Strasburger (1) a précédemment signalé l'existence d'une ponctuation très fine au centre des cloisons transversales dans les hyphes de l'*Agaricus campestris*; d'après ce savant, de telles ponctuations sont très répandues chez les Basidiomycètes et chez les Ascomycètes. De son côté, Zopf figure des ponctuations analogues dans l'appareil conidien du *Thielavia basicola* (2). Meyer (3) en a reconnu aussi dans les cloisons des hyphes de l'*Hypomyces rosellus*.

L'auteur rappelle que chez les champignons les cloisons se développent sous forme d'un anneau pariétal dont l'ouverture centrale se rétrécit de plus en plus. Quelquefois (ainsi que M. Dangeard l'a vu sur les conidies du *Sphaerotheca Castagnei*), deux noyaux peuvent, lors de la formation de la cloison, se trouver tous deux du même côté de la cloison : on voit alors l'un des noyaux s'engager par l'étroit passage que constitue la ponctuation, pour aller regagner son compartiment (4).

M. Dangeard a rencontré dans certaines conidies un parasite dont le mycélium est constitué par des cellules uninucléées, trois ou quatre fois plus longues que larges. Ces cellules se dissocient et s'arrondissent ensuite pour former des spores (fig. 7).

Lorsque ces spores sont nombreuses à l'intérieur des conidies du *Bactridium*, elles donnent à celles-ci l'apparence d'un sporange à plusieurs compartiments; en effet, le mycélium parasite qui a donné naissance à ces spores est devenu invisible; rien n'indique alors leur origine étrangère.

Explication de la planche CCXXII

Fig. 6. — Une conidie isolée : on distingue, au milieu de chacune des cloisons, un trou de communication.
Fig. 7. — Cellule envahie par le parasite qui forme ses spores.
Fig. 8. — Cellules isolées du parasite.

Lindau G. — **Zur Entwickelung von Empusa Aulicae** Reick. (Hedw., 1897, p. 292). **Contribution à la connaissance du développement de l'Empusa Aulicae.** (Planche CCXXII, fig. 9 à 18).

L'auteur a eu l'occasion d'étudier ce champignon parasite ensuite des ravages exercés au jardin botanique de Berlin, par les chenilles de *Portesia chrysorrhea* L. sur les chênes et autres arbres feuillus. Tous les moyens humains essayés pour combattre le mal avaient échoué, quand la nature se vint à elle-même en aide par une épizootie d'*Empusa Aulicae* qui triompha du fléau.

Les chenilles qui à l'état de santé ont des mouvements rapides et énergiques, ne se remuent plus, — aussitôt qu'elles sont atteintes par la maladie, — qu'avec une excessive lenteur. Puis elles demeurent immobiles, se maintenant avec leurs deux dernières paires de pattes. Habituellement elles filent encore un peu de soie, par

(1) Strasburger : *Das Bot. Praticum*, 1887, p. 127.

(2) Zopf. *Die Pilze* (Handbuch der Botanik, 1890, p. 367).

(3) Meyer. *Das Vorkommen von Plasmaverb. bei den Pilzen* (Ber. d. deutsch. Bot. Gesellsch., 1896, p. 280).

(4) Dangeard : *Second mémoire sur la reproduction sexuelle des Ascomycètes* (Le Botaniste, 5e série, 1897).

laquelle elles se fixent sur une feuille ou sur un rameau. Le prothorax, au lieu de rester horizontal, s'enroule avec la tête, vers la partie inférieure du corps ; la chenille conserve cette attitude jusqu'à la mort. Aussitôt que celle-ci est survenue, le prothorax se déroule et s'étend horizontalement. Le champignon, qui jusqu'alors avait vécu dans l'intérieur des tissus, fait irruption au dehors et développe ses conidiophores. Les conidies sont projetées en grande quantité. A ce stade, la surface du corps semble couverte par une moisissure délicate et dense qui peut atteindre en hauteur un millimètre. La production des conidies diminue graduellement et enfin cesse : le corps s'affaisse, formant une infime momie qui gît au centre d'une aréole blanche et qui présente de petites taches blanches. Les poils de la chenille sont en partie tombés et en partie réunis en pinceaux. Si l'on brise une momie, on la trouve remplie d'une masse brun-jaunâtre qui enveloppe l'intestin et les débris des autres organes et qui est constituée presque uniquement par le mycélium.

Celui-ci, rempli de corpuscules graisseux, se compose de courts morceaux provenant de la dissociation de filaments ; ils sont tantôt sphériques tantôt allongés, toujours irréguliers (fig. 11). A côté, il existe des morceaux plus gros diversement festonnés et courbés. Mais tous ne présentent aucune cloison. Cependant si l'on ouvre une chenille peu de temps avant la mort, on n'y trouve guère que des fragments allongés de mycélium tels que ceux de la fig. 9. La fig. 10 représente quelques filaments où par exception l'on peut distinguer la cloison de séparation. L'on a rarement l'occasion de l'observer parce que la séparation se produit aussitôt que la cloison se forme. Si de l'intérieur du corps on se rapproche de la surface, on voit les filaments se serrer successivement les uns contre les autres jusqu'à ce qu'il se produise à la surface du corps une couche uniforme constituée par leurs extrémités non ramifiées et perpendiculaires à l'épiderme. Parfois, les cellules polyédriques de l'épiderme, avec le poil foncé qui les surmonte, se trouvent soulevées et couronnent la tête des filaments mycéliens (fig. 16). Cette tête se renfle et donne naissance à une conidie qui se détache : le plus souvent il est impossible de saisir le moment excessivement court où existe la cloison de séparation.

Les conidies sont ovales, hyalines, contiennent un plasma granuleux et presque toujours une gouttelette d'huile d'assez forte dimension (fig. 18). Les filaments mycéliens contiennent le même plasma granuleux, brillant, qui s'accumule d'ordinaire aux endroits où doivent se former plus tard les cloisons de séparation. La conidie, au moment de la germination, donne naissance à 1-3 filaments-germes (fig. 18). Par exception les filaments mycéliens, après avoir traversé l'épiderme, s'allongent et donnent naissance à des filaments de un centimètre de longueur au lieu de former (comme il est dit plus haut) une couche de conidiophores de 1 millimètre de longueur. Si l'on ouvre une momie couverte de conidiophores, on remarque dans l'intérieur du corps des cellules sphériques de 40 à 45 μ de diamètre qui possèdent une membrane transparente, épaisse et un fort pouvoir réfringent dû à de fines gouttelettes d'huile. Ces spores durables sont pareilles à celles que Brefeld a décrites pour l'*Entomophthora radicans*, mais elles ont une origine différente : elles parais-

sent provenir de la dissociation du mycélium et semblent n'acquérir qu'après leur dissociation leur paroi épaisse (fig. 14 et 15).

Cette espèce appartient au genre *Empusa* qui a des conidiophores simples, tandis que le genre *Entomophthora* a des conidiophores ramifiés. Toutefois, il faut alors rayer de la diagnose habituelle du genre *Empusa* ces mots : « mycélium non-érompant hors du corps de l'hôte ».

Explication de la planche CCXXII

Fig. 9. — Un fragment de mycélium allongé et présentant des prolongements : il a été pris dans le corps de l'animal avant la mort.
Fig. 10. — Fragments courts de mycélium en train de se dissocier.
Fig. 11. — Fragments dissociés.
Fig. 12. — Fragment de mycélium donnant naissance à une spore durable.
Fig. 13. — Le même avant la formation de la cloison de séparation.
Fig, 14. — Jeune spore durable.
Fig. 15. — Spore durable mûre.
Fig. 16. — Hyphes parallèles qui, en faisant éruption hors du corps de l'hôte, ont emporté à leur sommet des cellules et des poils épidermiques.
Fig. 17. — Conidiophores.
Fig. 18. — Conidies mûres et conidies en train de germer.

Wehmer C. — **Die « Chinesische Hefe » und der sogenannte Amylomyces.** (*Centralbl. f. Bakteriologie, Paras, u. Infectionsk*, 1900, n° 11). **Le « levure chinoise » et l'Amylomyces Rouxii.** (Planche CCXXII, fig. 19-29).

Nous ne reviendrons pas sur la partie morphologique de cet important travail, qui a permis d'assigner à l'*Amylomyces Rouxii* sa place exacte dans la classification.

On trouvera résumés dans le travail de M. Vuillemin, *suprà* page 9, les principaux caractères morphologiques reconnus par M. Wehmer.

Nous nous bornerons donc à relater ici le développement et les caractères physiologiques observés et décrits par M. Wehmer.

a) *Développement.* — Les végétations du champignon sur les différents substratums sont d'ordinaire peu apparentes, mais sans que le mycélium présente de caractères particuliers. Dans les solutions nutritives, il forme principalement des houppes claires ou des masses grisâtres submergées, plus rarement des voiles (sur le moût de bière). Sur les milieux solides, il végète un peu plus abondamment en surface, sous forme d'un tapis filamenteux peu dense, gris ou jaunâtre. On n'obtient de développement un peu rapide qu'à la température de l'étuve sur du riz cuit ou sur du moût de bière.

L'on n'a jamais observé de formes levures : le mycélium submergé se cloisonne mais reste filamenteux ; il ne se forme point de cellules bourgeonnantes au sein du liquide, lequel reste clair.

Ce champignon offre un exemple intéressant de l'avortement des sporanges. La tendance à la formation des sporanges est du reste peu prononcée ; les principaux organes de multiplication sont les gemmes. Fréquemment les sporanges ne se développent qu'à moitié ou bien les filaments sporangifères restent complètement

stériles ; il peut même arriver qu'un sporange à demi développé se prolonge, sans évoluer davantage, en un filament mycélien.

Ces phénomènes, en quelque sorte pathologiques, n'apparaissent pas sans règle et au hasard, mais sont provoqués par les conditions de culture ; ainsi l'auteur ne les a jamais observés sur le riz, mais fréquemment sur la gélose nutritive (gélose 2 p. 100, sucre 2 p. 100, sels minéraux 0,2 p. 100, une trace de gélatine). Ce milieu est un terrain assez médiocre pour la culture du champignon ; toutefois l'avortement des sporanges n'est pas dû exclusivement à une nourriture médiocre, pas plus qu'une bonne alimentation ne détermine nécessairement une riche formation de spores.

b) *Physiologie.* — Cette espèce, qui saccharifie l'amidon, est facile à cultiver. Elle préfère les milieux solides, en particulier le riz cuit ; le moût de bière non houblonné lui convient bien aussi. Sur les milieux solides, même sur le riz cuit, le gazon mycélien ne dépasse pas une hauteur de 2 millimètres, à l'encontre de la plupart des mucorinées ; mais les hyphes pénètrent toujours en abondance dans le substratum.

Sur milieu liquide, le champignon ne pousse que submergé; dans quelques cas seulement, il forme un véritable voile avec quelques rares filaments dépassant un peu la surface du liquide, par exemple sur le moût de bière. On peut cultiver le champignon dans des solutions de dextrose, de lévulose, de galactose, de saccharose, de lactose, de maltose et d'inuline additionnées de peptone ou de nitrate d'ammoniaque. Les essais à la température de 40° placent au premier rang le glucose et le maltose ; le saccharose et le lactose sont moins favorables ; le galactose et le lévulose sont intermédiaires.

Seul, le moût de bière donne lieu à une fermentation intense se traduisant par un dégagement visible de bulles d'acide carbonique, ce que l'auteur attribue aux matières autres que le maltose, que le moût de bière renferme ; car dans les solutions sucrées nutritives de maltose, il fournit bien de l'alcool, mais le dégagement d'acide carbonique n'est pas apparent.

La liquéfaction de la gélatine est d'une lenteur extrême, elle dure des mois ; aussi, pratiquement, peut-on considérer que le champignon ne liquéfie pas la gélatine.

L'acidification des cultures est notable : on peut la mettre en évidence par le dégagement d'acide carbonique qui s'opère lorsqu'on ajoute du carbonate de chaux. M. le Dr Calmette considère l'acide produit comme de l'acide oxalique. Eijkmann a cru y voir de l'acide lactique, mais sans donner aucune preuve. C'est surtout dans les solutions de dextrose que l'acidification est notable ; elle est suffisante pour provoquer au bout de quelque temps, non seulement l'arrêt de la croissance, mais même la mort du mycélium : ce dernier fait parlerait plutôt en faveur de l'acide oxalique.

Dans les cultures sur amidon de riz, il se développe une odeur des plus agréables, ce qui doit donner aux alcools fabriqués par le procédé amylo un bouquet particulier.

Sur le riz également, le mycélium prend une belle couleur jaune qui peut servir à caractériser l'espèce. Cette couleur, qui ne se produit pas à une température élevée, paraît provenir de gouttelettes d'une huile d'un jaune d'or qui se forme en abondance dans les tubes mycéliens.

L'espèce est très sensible à l'influence de la température. D'une façon générale, elle ne donne de développement rapide et abondant qu'aux températures élevées (30°-40°) ; à 15°-20°, le développement demande autant de semaines que de jours à 40°. Seul le moût de bière permet une croissance assez rapide à la température ordinaire : il se montre même, dans ce cas, supérieur au riz cuit.

Explication de la planche CCXXII

Mucor Rouxianus Wehmer (*Amylomyces Rouxii* Calmette, fig. 19-29).

Fig. 19. — Fragment d'une culture sur agar. Gr. = 1.
Fig. 20. — Fragment d'un gazon lâche développé à la surface d'une culture en solution de maltose. Gr. = 10.
Fig. 21. — Sporange (culture sur riz, de six jours).
Fig. 22. — Columelle (culture sur riz).
Fig. 23. — Spores.
Fig. 24. — Sporangiophore avec un sporange ouvert et laissant échapper ses spores (à droite), et une columelle, subsistant avec des lambeaux formant collerette (après la dissolution partielle des parois du sporange).
Fig. 25. — Sporangiophore avec sporanges avortés dont l'un est en train de germer. En *s*, sporange stérile, qui ne contient plus de protoplasme.
Fig. 26. — Gemmes développées dans une solution de dextrose.
Fig. 27. — Gemmes développées sur de l'agar sucré.
Fig. 28. — Id., sur du riz.
Fig. 29. — Un exemplaire plasmolysé (de vieille culture).

Giard (A.). — **Sur le passage de l'hermaphrodisme à la séparation des sexes par castration parasitaire unilatérale** (C. R. Ac. Sc., 1902, 1. 146).

Des faits très curieux récemment publiés par Th. Meehan (1) prouvent que les parasites végétaux (les Champignons en particulier) peuvent déterminer la castration unilatérale et qu'ils sont capables d'intervenir dans la production de formes hybrides, absolument comme le font les horticulteurs à l'aide de la fécondation artificielle après castration unilatérale (ablation des étamines).

Dans la pépinière de Meehan poussaient côte à côte une grande quantité de *Vernonia Baldwini* et *V. Arkansana* et quelques rares *V. Jamesii*. Pour accroître le nombre de ces derniers, des graines furent récoltées et semées. Cent pieds environ fleurirent en 1889 ; presque tous étaient des hybrides de *Jamesii* avec *Baldwini* ou avec *Arkansana* : une douzaine seulement donnèrent le vrai *V. Jamesii*.

Cela renversait toutes les idées reçues sur la fécondation chez ces composées où la pollinisation s'opère généralement par auto-fécondation tout au plus entre les fleurs d'un même capitule ou d'un même pied.

(1) Meehan. *Fungi as agents in cross fertilization* (Proceed. of the Ac. of nat. Sc. Philadelphia, 1900 p. 341).

Or Meehan avait dû lutter depuis plusieurs années contre un Champignon des racines de *Liatris* et de *Vernonia Jamesii* qui en deux ou trois ans avaient complètement détruit les *Liatris* et fortement réduit le nombre des *Vernonia* de son jardin.

Meehan reconnut que les anthères, normalement blanches chez les *Vernonia*, étaient brunes chez les plantes parasitées et ne renfermaient pas de pollen en bon état. Le pistil seul était sain et une petite abeille (*Halictus parallelus*), visitant ces fleurs, leur apportait le pollen blanc (normal) des autres *Vernonia*.

A cet ordre de faits se rattachent ceux que M. Molliard a signalés sur les pétalodies déterminées par des Champignons radicicoles.

Dans quelle mesure convient-il d'en rapprocher également le cas très étonnant des modifications florales de *Pulicaria dysenterica* Gaertn (1), observées naguère, c'est ce que je n'ose décider. Bien que chez ces *Pulicaria* tératologiques Molliard ait trouvé constamment une association parasitaire intéressant les organes souterrains des plantes anormales, il faut convenir que les effets produits par le cryptogame présentent, dans ce cas, quelque chose de très particulier. Une même cause (un Champignon radicicole) agissant dans un même lieu et dans des conditions en apparence identiques, détermine sur des individus d'une plante hermaphrodite végétant côte à côte des modifications de sexe diamétralement opposées, les unes supprimant l'organe mâle et les autres l'organe femelle.

Bertrand (G.). — **Sur l'extraction du bolétol** (*C. R. Ac. Sc.*, 1902, 1, 124).

En étudiant le phénomène du bleuissement que présentent certains Bolets, l'auteur a mentionné l'existence chez ces champignons d'un principe chromogène cristallisable, le *bolétol* (2).

Dans le présent mémoire, il en décrit l'extraction et les propriétés.

Le bolétol ne contient pas d'azote. A l'état cristallisé, il est d'un beau rouge vif et rappelle l'alizarine. En solution concentrée, il présente la même couleur ; mais, si l'on dilue beaucoup, la solution devient peu à peu jaune d'or, puis jaune pur. C'est sous cette dernière couleur que le bolétol apparaît toujours dans les Bolets qui en contiennent. Aussi est-il curieux que les divers observateurs ayant étudié les Bolets bleuissants aient cru que la chair de ces champignons était d'abord blanche. Quand on casse un de ces champignons et qu'on observe le changement de couleur immédiatement, on voit avec la plus grande netteté le tissu passer du jaune au vert avant de devenir bleu. Un peu plus tard la couleur bleue disparaît et seulement alors le tissu devient blanc ou grisâtre (3).

Le bolétol n'existe chez les champignons qu'en très petite quan-

(1) Giard. *Sur la transformation de* Pulicaria dysenterica Gaertn *en une plante dioïque* (Bull. scient. de la France et de la Belgique, 1889, p. 53).

(2) Bertrand. C. R. A. Sc., 1901, 1, 1233.

(3) Le bolétol existe aussi chez certaines espèces de Bolets (par exemple : *Boletus subtomentosus* L., *B. chrysenteron* Bull.,) dont la chair d'un jaune pâle peut être exposée à l'air sans devenir bleue. Ces espèces, à peu près dépourvues de laccase, sont également utilisables pour la préparation du bolétol.

tité ; 5 gr. à 10 gr. au plus par 100 kilogr., encore cette petite quantité diminue-t-elle assez vite après la cueillette. Aussitôt récoltés, les champignons sont coupés en petits morceaux et ceux-ci jetés au fur et à mesure dans de l'alcool bouillant. Après un quart d'heure de chauffage, les réactions diastasiques étant arrêtées, on peut éteindre le feu et remettre la suite des opérations au lendemain.

Les champignons, aussi frais que possible, sont divisés et mis à bouillir avec de l'alcool, comme il vient d'être dit. On prend cinq parties d'alcool à 95 p. 100 pour une partie de champignons. L'ébullition est maintenue une demi-heure pour détruire les oxydases et dissoudre complètement le bolétol. Sans refroidir, on passe à travers une toile métallique fine ; on presse les morceaux de champignons, et les liquides réunis sont précipités par l'acétate neutre de plomb. Après refroidissement, on complète la précipitation par quelque centimètres cubes d'acétate basique. Le précipité plombique, jaune, est recueilli, lavé, puis délayé dans une petite quantité d'eau froide renfermant 10 p. 100 d'acide chlorhydrique. Une partie du bolétol passe en dissolution avec d'autres corps organiques. Après filtration à la trompe, on peut l'extraire du liquide par agitation avec de l'éther. Dans les conditions où nous nous sommes placé, le bolétol est très soluble dans l'éther ; mais, comme l'eau le retient très énergiquement, il faut faire plusieurs extractions. Chaque fois l'éther décanté est filtré, puis distillé. Il reste un sirop rouge-sang qu'on abandonne dans une capsule à l'évaporation complète.

Le résidu, repris par l'eau froide, cède généralement à celle-ci tout son bolétol, tandis qu'il reste une certaine quantité de cristaux peu colorés et difficilement solubles qu'on sépare par le filtre. Quelquefois le bolétol cristallise ; sinon, on ajoute un peu d'acide chlorhydrique et en vingt-quatre heures le sirop se transforme en une bouillie grenue. On essore et l'on cristallise dans l'eau par évaporation à sec. Quelques impuretés se séparent dans les zones extérieures, qu'on met à part ; on recueille la portion centrale, d'une couleur rouge vif, et on la purifie par de nouvelles cristallisations.

Cette méthode ne donne qu'une partie du bolétol. Pour obtenir le reste, il faut traiter le précipité plombique par l'éther. On dissout ainsi une assez forte proportion de matières grasses qui retenaient le corps cherché en dissolution. Quand l'éther a été chassé par distillation, on épuise le résidu gras par l'eau chaude : le bolétol se dissout alors dans un grand état de pureté. On filtre après refroidissement sur un filtre mouillé ; on concentre dans le vide la solution aqueuse et l'on en retire le bolétol par agitation avec de l'éther.

Le bolétol obtenu dans cette dernière partie de la préparation est de beaucoup le plus facile à obtenir pur, à cause de l'action dissolvante, presque spécifique, des matières grasses. Aussi doit-on chercher à retenir, au moins momentanément, la plus grande quantité possible de bolétol à l'état de dissolution dans la graisse de champignons. On emploie donc assez d'alcool pour que le titre final du liquide d'extraction reste suffisamment élevé et l'on traite ce liquide par le plomb, lorsqu'il est encore chaud ; le précipité entraîne alors la quantité maxima de matières grasses.

Le bolétol cristallise en fines aiguilles. A cet état, il est peu soluble dans l'eau froide, relativement aussi peu soluble dans l'éther et l'alcool froids. Si l'on chauffe à l'ébullition, il se dissout, au contraire, en grande quantité dans tous ces liquides ; mais, comme le dioxyacétone, il reste entièrement dissout, lorsqu'on refroidit ; il faut évaporer de nouveau à sec pour qu'il recristallise. Cette particularité laisse supposer que le bolétol existe aussi sous deux états d'agrégation moléculaire différents dont le plus simple est seul très soluble. Les impuretés qui accompagnent le bolétol et qui sont relativement abondantes, quand les champignons sont traités trop tard après la récolte, retardent beaucoup l'agrégation des particules qui conduit à la forme cristalline. C'est à combattre leur effet qu'est destinée l'addition d'un peu d'acide chlorhydrique au sirop de bolétol brut.

Bertrand (G.). — **Sur le bleuissement de certains champignons.** (*C. R. Ac. Sc.*, 1901, 2, 1233.)

Ce qui frappe tout d'abord quand on traite une solution de bolétol dans l'eau *pure* par la laccase extraite de l'arbre à laque ou de divers champignons, c'est l'irrégularité et même la difficulté avec laquelle on obtient la coloration bleue. Mais bientôt, en variant les expériences et en notant les résultats avec soin, voici ce qu'on observe :

Quand on se sert d'une solution de laccase peu active, préparée par macération dans la glycérine d'espèces médiocres de champignons ou, ce qui est la même chose, d'une solution glycérinée un peu ancienne, on est obligé d'ajouter une quantité notable de solution de laccase. Alors la coloration du bolétol devient toujours d'un beau bleu.

Si, au contraire, on emploie une solution de laccase très active tirée de l'arbre à laque ou, récemment, d'une bonne espèce de Russule, il suffit d'une trace de cette solution pour faire virer la couleur du bolétol ; mais alors la teinte obtenue n'est jamais d'un bleu franc ; elle est verte et quelquefois même grisâtre ou rougeâtre.

On est ainsi conduit à supposer qu'une substance particulière, intervenant dans la production du phénomène et déterminant la coloration bleue, accompagne la laccase et se trouve apportée par la grande quantité de laccase que l'on est obligé de verser dans le premier des deux cas que nous avons cités.

L'expérience prouve que cette hypothèse est exacte et que cette substance, qui intervient dans le bleuissement, est un sel alcalino-terreux ou alcalin.

Il suit de là que, pour obtenir à coup sûr une belle coloration bleue, il faut prendre une solution aqueuse d'un bolétate alcalin, celui de potassium par exemple. On peut encore arriver au même but, si l'on a pris du bolétol, en ajoutant au mélange en réaction une trace de l'un des sels appartenant aux métaux énumérés ci-dessus. A cause de la petite quantité de bolétol qui est nécessaire, la réaction est extrêmement sensible : elle décèle très bien les moindres traces de souillures (sels alcalins ou alcalino-terreux) des vases de verre dans lesquels on l'exécute ou la présence de ces sels dans l'eau qu'on emploie.

La production des diverses couleurs s'explique par cette circonstance que le dérivé quinonique prenant naissance aux dépens du bolétol est lui-même de couleur rougeâtre, tandis que ses combinaisons métalliques sont bleues. En acidifiant le liquide bleu, on met la bolétoquinone en liberté et la couleur vire immédiatement au rougeâtre.

D'après ces observations et les recherches antérieures de M. Bertrand (1), le bleuissement des Bolets exige donc le concours de six facteurs différents : l'oxygène et le bolétol ; la laccase et le manganèse, que cette dernière substance porte généralement avec elle ; l'eau qui agit à la fois comme dissolvant et surtout comme agent nécessaire d'hydrolyse ; enfin un métal alcalin ou alcalino-terreux.

C'est là un exemple remarquable de la complication que peuvent parfois présenter les réactions diastasiques et, d'une manière plus générale, les phénomènes biochimiques.

Juel (O). — **Die Kerntheilung in den Basidien und die Phylogenie der Basidiomyceten** (Pringsheim's Jahrbücher, 1898, p. 361). **La division du noyau dans les basides et la phylogénie des Basidiomycètes.**

L'auteur s'est proposé de trouver, dans le mode de division du noyau des basides, des caractères qui puissent servir dans la classification des Basidiomycètes.

Il est arrivé ainsi à diviser les Basidiomycètes en deux grandes sections :

La première section comprend les Basidiomycètes chez lesquels, au moment de la première division du noyau, le noyau est situé vers le milieu de la baside et le fuseau a son axe parallèle à celui de la baside ; lors de la deuxième bipartition, les noyaux fils ont également leurs fuseaux dirigés longitudinalement. Dans cette section figurent :

1° Les *Pucciniées* (Urédinées à promycèle) ;

2° Les *Coléosporiées* (Urédinées sans promycèle, c'est-à-dire chez lesquelles les basides portent directement les stérigmates et les spores, de sorte que ces basides rappellent tout-à-fait celles d'Auriculariées) ;

3° Les *Auricularinées* (le fuseau de division des noyaux est longitudinal ; cela était à prévoir, puisque la direction des fuseaux est généralement perpendiculaire aux cloisons qui divisent la baside) ;

4° Les *Dacryomycétinées* (Ici, comme la baside ne présente pas de cloisons, on ne pouvait prévoir la direction des fuseaux, les recherches de M. Juel lui ont fait voir que la direction des fuseaux est longitudinale) ;

5° Les *Tulostominées* (M. Van Tieghem a précédemment fait connaître que la division s'opère longitudinalement).

La deuxième section comprend les Basidiomycètes chez lesquels, au moment de la première division, le noyau est situé vers l'extrémité supérieure de la baside et chez lesquels les fuseaux sont trans-

(1) Bertrand. *Sur le pouvoir oxydant des sels manganeux et sur la constitution chimique de la laccase.* (C. R. Ac. Sc., 1897, 1355 et 1901, n° 26).

versaux lors de chacune des deux bipartitions. Ce sont : 1° les *Hyménomycétinées ;* 2° les *Tulasnellinées* et 3° les *Trémellinées.*

L'auteur a appliqué à la première section le nom de *Stichobasidiées* (*Stichos*, rangée) et à la deuxième le nom de *Chiastobadiées* (*Chiastos*, croisé).

Voici le tableau qui résume cette classification :

	STICHOBASIDIAE	CHIASTOBASIDIAE
Autobasidiomycètes supérieurs	Tulastomineae.	Hymenomycetineae.
Autobasidiomycètes inférieurs	Dacryomycetineae.	Tulasnellineae.
Protobasidiomycetes	Auricularineae.	Tremellineae.

Urédinées { sans promycèle Coleosporieae.
à promycèle. Puccinieae.

Voici comment l'auteur a été amené à considérer les *Dacryomycètes* et les *Tulasnellées* comme des Autobasidiomycètes inférieurs.

Ce qui distingue les Protobasidiomycètes des Autobasidiomycètes supérieurs, tels que nous les rencontrons dans les Hyménomycètes, c'est que leur hyménium est enrobé dans une masse gélatineuse ; et c'est en outre qu'ils fournissent presque sans exception des conidies naissant soit directement de la spore, soit d'un mycélium plus ou moins développé ; c'est encore que dans la plupart des genres la spore se cloisonne avant la germination. Chez les Hyménomycètes, au contraire, la production de conidies est beaucoup plus rare, tandis que la formation d'oïdies et de chlamydospores est beaucoup plus fréquente ; le cloisonnement de la spore au moment de la germination ne survient que dans un genre très inférieur, le genre *Exobasidium.*

Or, ces caractères se retrouvent chez les Dacryomycètes. Chez ceux-ci on rencontre un fruit et un hyménium gélatineux, le cloisonnement de la spore avant la germination et un mode de production de conidies analogue à celui qui existe dans le genre *Auricularia.* Chez les *Tulasnellinées*, nous retrouvons les mêmes caractères : la consistance plus ou moins gélatineuse de l'hyménium et, lors de la germination de la spore, la naissance d'une spore de seconde génération à l'extrémité d'un court promycèle.

Les Dacryomycètes et les Tulasnellinées se rapprochent donc beaucoup des Protobasidiomycètes et occupent le degré inférieur des Autobasidiomycètes.

D'après l'auteur, il existe des genres et des espèces qui servent de traits-d'union entre les deux séries des Chiastobasidiées et des Stichobasidiées. C'est ainsi que chez les Trémellinées, Möller a décrit pour le *Tremella compacta* A. Möller, des basides qui parfois s'éloignent du type normal, en ce qu'elles présentent des cloisons obliques et même presque transversales ; et que, d'après le même

auteur, ces cloisons presque transversales sont pour ainsi dire la règle chez le *Sirobasidium Brefeldianum* (1).

Or, on sait que ces cloisons transversales indiquent des fuseaux longitudinaux, puisque le fuseau de division des noyaux est perpendidulaire aux cloisons.

C'est par de telles formes intermédiaires à fuseaux longitudinaux que les basides des Trémellinées ont pu dériver des basides des Auricularinées.

De même, dans le genre *Coleosporium*, la position des cloisons est variable. Il est vrai que la première cloison est constamment transversale; mais les deux autres cloisons chez le *Coleosporium Elephantopodis* sont souvent obliques ou verticales ; il en est de même, quoique exceptionnellement, chez le *C. Campanulae*. Ces formes tendraient donc à s'écarter des *Stichobasidiées*.

Ces recherches de M. Juel utilisent, complètent et confirment les résultats précédemment obtenus par MM. Van Thieghem, Dangeard, Sappin-Trouffi et Istvanffy (2) sur le mode de division des noyaux (3).

Menier et Monnier. — **Recherches expérimentales sur quelques Agaricinés à volve** (*Bull. Soc. myc.*, 1901, p. 111).

Les champignons étaient cuits avec du jus de viande pendant quelques minutes seulement.

Volvaria gloiocephala. Chien pesant 4 k. 100. — 50 gr. ont été ingérés sans aucun accident.

M. Planchon avait pu précédemment faire ingérer à des chiens 100, 200 et 250 gr. sans provoquer aucun accident.

Persoon, Cooke et Berkeley, qui le désignent sous le nom de *speciosus*, l'ont considéré comme comestible. Toutefois Letellier et la plupart des auteurs le déclarent vénéneux.

Russula fragilis. Chien pesant 4 k. 100. — 30 gr. ont été ingérés sans accident.

Cantharellus aurantiacus *Id.* — 30 gr. ingérés sans la moindre indisposition.

Amanita muscaria. *Id.* — 30 gr. ont provoqué une forte indisposition suivie de guérison et 60 gr. ont amené la mort du chien.

Salivation très abondante. Mouvements tétaniques des membres. Le diaphragme se contracte violemment et brusquement : les expirations sont profondes et anxieuses avec expulsion de glaires et de bulles d'air énormes.

Poumons. Très emphysémateux. Aucun point de congestion. — *Foie*. Rien de particulier. — *Rein*. Aspect normal, les capsules se

(1) *Revue mycologique*, *Sirobasidium Brefeldianum*, tome XVIII, 103, 109 et 113, planche CLXII, fig. 8.

(2) Von Istvanffy. *Ueber die Rolle der Zellkerne bei der Entwickelung der Pilze* (Bér. d. Deutsch. Botan. Gesellsch., 1895).

(3) M. René Maire a étendu ce genre de recherches à un très grand nombre d'espèces et il a reconnu certains caractères qui permettent d'assigner à plusieurs genres d'Hyménomycètes, un rang différent de celui que les caractères macroscopiques semblaient devoir leur attribuer. (Voir *Revue mycologique*, 1901, p. 144).

décortiquent très bien. — *Estomac.* Très distendu, rempli d'aliments vers le cardia et la petite courbure, hypertrophie considérable de la muqueuse donnant par son intensité l'aspect de véritables circonvolutions cérébrales (aspect de la muqueuse de l'estomac des urémiques). Vers le pylore et la région antérieure de l'estomac, rougeur et congestion de la muqueuse. — *Intestin grêle.* Congestionné dans tout son ensemble. Très rouge par places. Follicules clos excessivement hypertrophiés. — *Gros intestin.* Rien de particulier. — *Vessie.* Rétractée, pas d'urine.

Amanita phalloides. Chien pesant 4 k. — On lui fait prendre à 6 heures du matin dans la soupe 5 gr. d'*A. phalloïdes.* Le soir, à 6 heures, il n'y avait encore aucun symptôme. Le lendemain matin, à 7 heures, l'animal est dans un état complet de prostration, ramassé en boule et agité de tremblements et de mouvements respiratoires très accentués. Ni vomissement ni diarrhée. Déjections peu abondantes, sanguinolentes, ténesme. Cet état se maintient durant quatre jours et enfin la mort arrive sans convulsions.

Examen anatomo-pathologique. — *Poumons.* Très emphysémateux. — *Cœur.* Teinte feuille morte du myocarde qui, d'ailleurs, a une consistance très molle. Dilatation du cœur gauche. — *Foie.* L'aspect général rappelle celui qui caractérise le foie infectieux de l'homme : teinte jaunâtre sur laquelle se détachent çà et là des zones congestives et même, par endroits, de véritables extravasations sanguines. La coupe du parenchyme est celle du foie gras humain ; le tissu est très friable. La bile de coloration vert foncé est très épaisse. — *Rate.* Hypertrophiée. — *Reins.* Les deux reins sont macroscopiquement semblables aux reins qui chez l'homme présentent la lésion de la néphrite diffuse aiguë; la substance corticale est plus considérable qu'à l'état normal; la capsule se décortique facilement. — *Œsophage.* Normal. — *Estomac.* Les plis de la muqueuse font une saillie très exagérée, présentant les mêmes caractères que dans l'empoisonnement par *A. muscaria* cité plus haut. Sur certains points se détachent des extravasations sanguines avec exulcérations. — *Intestin grêle.* La lumière de l'intestin grêle, comme d'ailleurs celle de l'estomac et du gros intestin, est remplie par une matière noirâtre et gluante. Le duodénum est épaissi et présente, sur presque toute son étendue, une congestion notable et, par places, des ulcérations de la muqueuse. — *Gros intestin.* Le gros intestin, moins épaissi que l'intestin grêle, présente à peu près les mêmes lésions. — *Vessie.* Normale, contient 15 gr. d'une urine acide renfermant de l'albumine rétractile et des pigments biliaires.

Examen histo-pathologique. (Montage des coupes dans le collodion et coloration au picro-carmin, à l'éosine hématoxylique et au carmin aluné).

1° *Reins.* Les lésions sont surtout marquées au niveau de la substance corticale. Tous les éléments, tubes, glomérules, sont atteints par places. C'est surtout au niveau des tubes sécréteurs que se trouvent les lésions les plus accentuées. La lumière des canaux du rein est obstruée; les glomérules ont leur capsule épaissie. Ce sont bien là les caractères de la néphrite diffuse aiguë.

C'est une glomérulo-néphrite toxique analogue à ces néphrites

toxiques des infections et intoxications aiguës dont Claude a remarquablement étudié la pathogénie (1);

2° *Foie.* C'est au niveau des espaces-portes que domine le maximum des lésions. Ils sont remplis de cellules embryonnaires qui, de là, tendent à s'infiltrer vers le lobule. Dans certains endroits, on voit de véritables amas de cellules, amas rappelant jusqu'à un certain point les lésions tuberculeuses ou lymphadéniques à leur début.

Cette prolifération embryonnaire n'est pas la seule lésion. Il y a, par places, une véritable dislocation des travées hépatiques. Il existe, en outre, au niveau de certains groupes cellulaires, une dégénérescence manifeste qu'accusent nettement l'aspect trouble du protoplasma et la faible coloration du noyau.

Ces altérations à prédominance portale cadrent bien avec les lésions accentuées d'entérite que nous avons relevées à l'autopsie de l'animal. Remarquables par leur intensité et leur diffusion, elles permettent, croyons-nous, de conclure que, sous l'action toxique du champignon, le tissu du foie a été atteint dans tous ses éléments.

Et, sans vouloir forcer l'analogie, il nous est permis de comparer les altérations du foie à celles que déterminent certaines infections aiguës où, comme chez notre animal, il est ordinaire de rencontrer des lésions parenchymateuses et interstitielles avec prédominance dans les espaces de Kiernan. D'autre part, l'existence de ces amas de cellules embryonnaires dont nous avons parlé rappelle les granulômes infectieux que Siredey, Laure et Legry ont signalés dans la fièvre typhoïde de l'homme.

Il s'agit, en somme, d'une hépatite diffuse à prédominance périportale.

Amanita Mappa Fr. Cette espèce a été donnée à quatre chiens de petite taille pesant de 3 k., 6 à 5 k., à doses élevées et répétées. L'un des sujets a absorbé successivement les quantités : 5 gr., 20 gr., 35 gr. et 40 gr. Le champignon cuit avec du jus de viande a constitué pendant quelques jours sa seule nourriture. Malgré quelques symptômes morbides passagers, consistant surtout en légers troubles digestifs, l'animal n'a guère souffert et s'est complètement rétabli. Quant aux trois autres sujets, le résultat a été à peu près négatif.

Dans tous les traités parus jusqu'à présent, l'*A. Mappa* est considéré comme très vénéneux, notamment par le Dr Planchon. Toutefois, MM. Ménier et Monnier tiennent de M. Planchon lui-même qu'il n'a pas fait d'expériences avec l'*A. Mappa.* M. Victor Gillot (2) cite un cas d'empoisonnement par l'*A. citrina.* Mais s'agit-il bien là de l'*A. Mappa* à laquelle Quélet donne comme synonyme *A. citrina*, ou ne s'agirait-il pas plutôt de la variété *citrina* de l'*A. phalloïdes?*

(1) Claude. *Essai sur les lésions du foie et des reins déterminées par certaines toxines.* Thèse de Paris, 1897.

(2) Gillot V. *Etude médicale sur l'empoisonnement par les champignons.* Thèse 1900.

Le Gérant, C. Roumeguère.

Toulouse. — Imp. Marqués et Cie, boulevard de Strasbourg, 22.

24e ANNÉE. N° 94. REVUE MYCOLOGIQUE AVRIL 1902
Editeur : C. Roumeguère, rue Riquet, 37, Toulouse.
Rédacteur : Dr R. Ferry, Avenue de Robache, 7, St-Dié (Vosges).

RECHERCHES

SUR LES

Mucorinées saccharifiantes (Amylomyces)

Par M. le professeur Paul Vuillemin

(*Suite*, voir *Suprà*, p. 1)

DEUXIÈME PARTIE

Série des RHIZOPUS

Le genre *Rhizopus* a été séparé du genre *Mucor* par Ehrenberg en 1820 (1). Le type de ce genre, nommé dans cet ouvrage *Rh. nigricans*, avait déjà été distingué spécifiquement par le même auteur sous le nom de *Mucor stolonifer* (2) ; il n'y avait pas lieu de changer le nom spécifique. Le *Rhizopus stolonifer* avait été vu antérieurement et on peut le reconnaître dans l'*Ascophora Mucedo* Tode (3) ; mais à cette époque il n'existait pas de distinctions réellement spécifiques de nature à entraîner un droit de priorité.

Caractérisé par ses stolons et par ses filaments radiciformes, le genre *Rhizopus* fut rejeté par Fries (4) sous le prétexte qu'une diagnose générique ne peut pas reposer uniquement sur des propriétés de l'appareil végétatif. Cette règle en elle-même est contestable ; elle témoigne d'un désir excessif de plier tous les végétaux aux codes qui se sont montrés efficaces dans l'étude des plantes supérieures. Dans le cas actuel, elle était invoquée à tort. Les stolons et les rhizoïdes des *Rhizopus* font partie du même appareil fructifère que les sporocystes. C'est un point important sur lequel nous devons d'abord attirer l'attention, car on a souvent confondu ces portions de la fructification modifiées par des adaptations accessoires et secondaires avec les gros troncs du thalle nourricier ou avec le chevelu délicat qu'ils envoient dans le support alimentaire.

(1) Ehrenberg. *De mycetogenesi*. — *Nova Acta*, X, p. 198.
(2) Ehrenberg. *Sylvae mycologicae*, 1818.
(3) Tode. *Fungi mecklemburgenses selecti*, fasc. II, 1791.
(4) Fries. *Systema mycologum*, III, 1829.

Van Tieghem (1) a réhabilité l'opinion d'Ehrenberg en montrant que le genre *Rhizopus* présentait d'autres caractères communs à l'ancienne espèce et à deux nouvelles : *Rh. microsporus* et *Rh. minimus*. Ces caractères tirés du sporocyste lui-même sont : 1° l'insertion apophysaire de la columelle ; 2° les spores un peu anguleuses recouvertes d'une exospore colorée et cuticularisée en crêtes. Ils avaient été signalés déjà par de Bary et Woronine qui, toutefois, n'en avaient pas précisé la valeur générique.

Les autres genres dans lesquels on a signalé des stolons et des crampons ont des spores lisses généralement rondes (*Absidia* Van Tieghem, *Mycocladus* Beauverie, *Actinomucor* Schostakowitsch) ; l'apophyse fait défaut dans le *Rhizomucor* Lucet et Costantin.

L'ornementation de la spore des *Rhizopus* résulte de la différenciation de la membrane en deux lames : une lame interne lisse augmentant d'épaisseur avec l'âge, une lame externe d'épaisseur assez faible et constante ; cette dernière, qui représente la membrane primitive, offre en général un plus grand développement superficiel que la lame interne et, pour se fixer sur elle, subit des *plissements* décrits à tort sous le nom de crêtes, exceptionnellement chez le *Rhizopus echinatus* de petites boursouflures coniques. On a décrit des espèces de *Rhizopus* à spores lisses : *Rh. elegans* Eidam, *Rh. Cohni* Berlèse et de Toni (syn. de *Rh. rhizopodiformis* Cohn), *Rh. Oryzae* Went et Prinsen Geerligs. Je ne veux point examiner ici si les deux premières espèces appartiennent réellement au genre *Rhizopus*. Quant au *Rhizopus Oryzae*, il présente, conformément à la règle, une exospore noire et plissée (fig. 9 et 10).

Quoi qu'il en soit, la forme anguleuse et l'ornementation des spores sont des caractères, sinon constants, du moins très importants du genre *Rhizopus*. Si leur absence fait naître des doutes, leur constatation est un indice très positif d'affinité.

Cependant, la plupart des auteurs attachent moins d'importance aux spores qu'à la forme générale de la fructification caractérisée par des bouquets de pédicelles simples fixés par des rhizoïdes ou crampons et reliés entre eux par des stolons. D'après cette apparence superficielle, une seule espèce de Mucorinée saccharifiante a été rattachée au genre qui nous occupe : c'est le *Rhizopus Oryzae*. Cette espèce joue, dans le ragi de Java, le même rôle que le *Mucor Rouxianus* dans la levure chinoise de Saïgon et de Singapoure ; toutefois, elle ne pousse guère la transformation des matières amylacées au-delà de la production de sucre ; elle ne donne, pour ainsi dire, pas d'alcool.

(1) Van Tieghem. *Nouvelles recherches sur les Mucorinées*. (Annales des Sc. nat., 6e sér., t. I, 1875).

Le *Rhizopus Oryzae* a été considéré par Went et Prinsen Geerligs (1) comme une espèce distincte du *Rh. stolonifer*, en raison des spores et des sporocystes plus petits. Wehmer (2), ayant soumis les deux espèces à une étude comparative, en arrive à conclure qu'elles doivent peut-être être réunies en une seule. Il a constaté une grande inégalité dans les spores de chaque forme, en sorte que les plus grandes du *Rh. Oryzae* rejoignent les plus petites du *Rh. stolonifer* et les dépassent même. S'il n'a jamais vu d'ornementation aux premières, il n'en a pas toujours vu chez les secondes. Sur ce point, l'observation de Wehmer nous paraît insuffisante ; la figure qu'il consacre aux spores de *Rh. stolonifer* ne donne aucune idée des côtes fines et rapprochées que nous y avons toujours constatées, même à un état très jeune (fig. 8), en recourant, bien entendu, aux meilleurs objectifs (apochromatique 2 millim. de Zeiss, oculaire 8 ou 12). Chez le *Rh. Oryzae*, Wehmer n'a vu de formes anguleuses que dans les vieilles fructifications ; il les attribue à un phénomène secondaire, tel que la compression réciproque ou la plasmolyse. S'il en était ainsi, le *Rh. Oryzae* se distinguerait suffisamment, par les spores seules, du *Rh. stolonifer*, mais en réalité l'irrégularité des contours est normale dans les deux espèces, aussi bien que le plissement de l'exospore.

Dans une levure chinoise provenant du Cambodge, Chrzaszcz (3) a trouvé une espèce différente du *Mucor Rouxianus* de la levure de Saïgon et qu'il nomme *Mucor Cambodja*. Le *M. Cambodja* possède aussi la double propriété de saccharifier l'amidon et de produire de l'alcool aux dépens des sucres. Au dire de l'auteur, cette espèce occuperait dans la systématique une position intermédiaire entre les *Rhizopus* et les autres Mucorinées. Le sporocyste muni d'une apophyse, les spores bleu-noir en masse, parfois anguleuses, les stolons, les rhizoïdes répondent au genre *Rhizopus*. L'ornementation des spores n'a pas été vue ; mais le principal caractère différentiel à l'égard des *Rhizopus* est tiré de ce fait que les tubes fructifères ne naissent pas constamment du même point que les crampons. Nous aurons l'occasion de voir que cette déviation du type habituel se rencontre chez tous les *Rhizopus* sans en altérer le véritable caractère générique. Aussi, n'hésitons-nous pas à nommer la Mucorinée du Cambodge *Rhi-*

(1) Went et Prinsen Geerligs. *Beobachtungen über Hefearten und zuckerbildende Pilze der Arrakfabrikation* (Verhandelingen d. Koningl. Akad. van Wetenschappen t. Amsterdam ; 2, IV, 1895).

(2) C. Wehmer. *Der javanische Ragi und seine Pilze*. II. (Centralblatt für Bakteriologie, 2, VII, 6 mai 1901, p. 313-326).

(3) Chrzaszcz. *Die chinesische Hefe* (Centralblatt für Bakteriologie, 2, VII, 6 mai 1901, p. 326-338, 2 pl.)

zopus Cambodja (Chrzaszcz). Lafar (1) a déjà remarqué que cette espèce rentre probablement dans le genre *Rhizopus*. Cette probabilité est pour nous une certitude.

Au genre *Rhizopus* se rattachent deux autres Mucorinées saccharifiantes isolées par M. Boidin au laboratoire de la distillerie de M. Collette à Seclin. Ces deux nouveaux amylomyces ont été désignés par les lettres grecques β et γ pour les distinguer du *Mucor Rouxianus* qui prenait le nom d'amylomyces α. L'amylomyces β provient d'un échantillon de Koji japonais, fourni à M. Boidin par l'entremise de M. Armand, ministre plénipotentiaire de France au Japon ; l'*Amylomyces* γ provient d'une levure chinoise envoyée du Tonkin (2).

L'agent du Koji japonais est utilisé depuis quelques années dans les distilleries belges. Sitnikoff et Rommel (3) en ont reconnu l'identité avec l'*Amylomyces* β de Collette et Boidin et nous ont fourni les premiers renseignements botaniques sur cette espèce et l'*Amylomyces* γ.

Dans ces deux espèces, Sitnikoff et Rommel signalent des caractères de *Rhizopus* : ils figurent le sporocyste atténué en pédicelle, laissant soupçonner une apophyse, une membrane granuleuse se prolongeant sur le filament, une columelle presque sphérique à membrane lisse et brun clair. La surface des spores « montre un grand nombre de stries très fines qui disparaissent lors du gonflement de la spore dans le moût et doivent, par conséquent, être considérées comme des plis de la membrane ». Cependant, les auteurs ne songent pas au genre *Rhizopus*, parce que l'ornementation de la membrane a été attribuée, dans ce genre, à des crêtes, non à des plissements et surtout parce qu'ils n'ont pas rencontré de crampons radiciformes.

Les *Amylomyces* β et γ saccharifient l'amidon plus complètement que le *Mucor Rouxianus*, mais produisent moins d'alcool, en sorte que l'adjonction des levures ordinaires leur est encore plus nécessaire au point de vue du rendement industriel. Il est pourtant une propriété physiologique qui les sépare : l'*Amylomyces* γ respecte le sucre de canne, que l'*Amylomyces* β fait fermenter. Sur cet antagonisme, Sitnikoff et Rommel ont basé un procédé pour exagérer les différences normalement faibles entre les appareils végétatifs des deux espèces. Dans les solutions sac-

(1) Lafar. *Technische Mykologie. Ein Handbuch der Gärungsphysiologie.* — T. II *Eumyceten-Gärungen* (Iena ; Fischer 1901, p. 441).

(2) E. Boullanger. *L'emploi des Mucédinées en Distillerie* (Revue générale des sciences pures et appliquées, 15 août 1901, p. 689-698).

(3) Sitnikoff et Rommel. *Recherches comparatives sur quelques espèces d'Amylomyces.* (Annales de la brasserie et de la distillerie, t. III, 10 novembre 1900, p. 493-502).

charosées, les filaments s'épaississent chez β, s'amincissent chez γ. Le calibre moyen monte de 10 μ,8 à 13,8 chez le premier ; il descend de 9,4 à 8,3 chez le second. Le contraste devient alors saisissant.

Sans recourir à ce subterfuge, on obtient un caractère différentiel dans les dimensions des spores qui mesurent en moyenne à l'état sec 9 μ,1 sur 5,7 chez l'*Amylomyces* β et 7,2 sur 4,3 chez l'*Amylomyces* γ Dans les deux espèces, les fructifications se présentent, d'après les descriptions et les dessins des auteurs, sous l'aspect de sporocystes parfois portés sur un filament simple et uniforme, parfois terminant des pédicelles droits ou courbés, aboutissant isolément ou par groupes sur un renflement claviforme ou sphérique. Ces aspects étranges sont dûs en grande partie aux milieux défavorables dans lesquels on a cultivé ces espèces, mais ils sont en réalité de simples modifications de la fructification typique des *Rhizopus*. Nous avons pu nous en convaincre par l'étude des *Amylomyces* β et γ de Boidin, dont nous sommes redevables à l'obligeance de M. R. Ferry. Les cultures que nous en avons faites appartenaient à des *Rhizopus* plus petits que le type vulgaire de ce genre et s'accommodant mieux que lui des hautes températures. Nous avons pu confirmer l'opinion de Sitnikoff et Rommel sur la distinction spécifique de ces deux *Amylomyces*. Ces deux espèces, qu'il n'est pas possible d'identifier avec les espèces de *Rhizopus* suffisamment connues, seront décrites sous des noms rappelant leur origine, *Rhizopus japonicus* (*Amylomyces* β) et *Rhizopus tonkinensis* (*Amylomyces* γ).

Rhizopus japonicus sp. nov. (Pl. CCXXIV, fig. 11 à 14)

Le *Rhizopus japonicus* pousse à merveille sur du riz bouilli dans six fois son poids d'eau ou sur pomme de terre. En moins de deux jours, à la température de 30° c., la culture est noire de sporocystes. Le riz est-il étalé dans une boîte de Petri large et plate (9 centimètres de diamètre, 1 de haut), on voit au bout de 48 heures une couronne noir-bleuâtre formée par des têtes presque confluentes au voisinage du couvercle ; les points noirs s'étendent jusqu'au centre, mais de plus en plus clairsemés à mesure qu'on s'éloigne des points où l'air afflue aisément. Sur pomme de terre, en large tube étranglé de Roux, le duvet se dresse davantage et se couvre jusqu'au fond du tube de sporocystes noir-bleuâtre. Il est très facile de se procurer d'innombrables spécimens de fructifications en harponnant au moyen d'une spatule de platine, pliée au bout et flambée, des fragments de ce duvet.

Dans le nombre, on rencontre une importante proportion de fructifications enracinées par des crampons, formées elles-mêmes

d'un bouquet de tubes droits terminés par un sporocyste. Cette touffe, dont les membranes sont colorées en brun au bout de quelques jours, se développe à l'extrémité d'un stolon afférent. Ce stolon est perpendiculaire au support à son extrémité épaissie, colorée et rigide, tandis qu'il se continue par un filament cylindrique décoloré à quelque distance du bouquet et souvent froissé dans les préparations.

Tubes fertiles divergeant en bouquet, crampons radiciformes partant de leur base, stolon arrivant à ce même point : c'est la réunion des trois caractères essentiels des *Rhizopus* les plus typiques. Une telle fructification est souvent terminale. Le stolon afférent chargé d'aller fonder plus loin une nouvelle fructification s'observe rarement à ce niveau.

La manière dont le stolon afférent se rabat à son extrémité renflée a été déjà signalée par G. Bainier (1) chez le *Rhizopus reflexus* : « Le filament mycélien, après avoir décrit son arcade, retombe presque perpendiculairement et se termine en cône qui bourgeonne. Les bourgeons supérieurs porteront plus tard les sporanges, les autres se ramifient pour former les crampons. Lorsque sa fonction est terminée, le stolon s'élargit un peu au-dessus du point d'insertion sur la plante qui l'a produit et se détruit dans la plus grande partie de sa longueur. » Dans le *Rh. japonicus*, le renflement est visible dès le début de la formation de l'appareil ; nous ne savons pas s'il en est de même dans l'espèce de Bainier, que nous ne connaissons pas ; mais nous pouvons dire qu'à cet égard l'espèce japonaise se comporte comme le vulgaire *Rh. stolonifer*. En effet, on voit normalement dans cette plante le stolon renflé aborder perpendiculairement son support (fig. 1 *s. a.*). J'ai maintes fois constaté ce fait depuis quinze ans passés et sur des *Rhizopus* de différente provenance. Il est très surprenant que les ouvrages les plus récents (2) continuent à représenter le *Rh. stolonifer* avec des stolons cylindriques, horizontaux, reliant les différents bouquets comme feraient des cordes tendues de l'un à l'autre. Cette erreur a entraîné une interprétation inexacte de la fructification des *Rhizopus* et jeté une certaine obscurité sur les affinités du groupe auquel ils appartiennent.

Le stolon afférent, renflé à son extrémité et coloré en brun comme les pédicelles des sporocystes eux-mêmes, n'appartient pas au thalle, ne se rattache pas à l'appareil végétatif : il repré-

(1) G. Bainier. *Observations sur les Mucorinées.* (Annales des Sciences naturelles, Bot., 6e série, t. XV, p. 84 ; pl. IV, fig. 1-4).

(2) Schrœter. *Mucorineae* (in Engler und Prantl. Die natürlichen Pflanzenfamilien. Leipzig, 1897, fig. 108).

sente l'axe primaire d'une fructification ramifiée qui, le plus souvent, s'épuise en donnant des branches latérales.

L'axe du *Rhizopus japonicus*, après s'être renflé en fuseau, se termine parfois en cône qui bourgeonne, tout comme celui du *Rhizopus reflexus*. Les bourgeons voisins de la pointe s'allongent peu et donnent des rhizoïdes simples ou peu ramifiés ; les précédents se redressent ou se tordent pour se terminer chacun par un sporocyste. Plus souvent la pointe n'est pas libre ; l'axe plongeant se termine par une touffe de rhizoïdes simples (fig. 14) ou ramifiés. On rencontre aussi des figures plus simples où les quatre éléments de la fructification des *Rhizopus* sont représentés chacun par un seul membre : un axe plongeant fusiforme, un rhizoïde continuant sa direction et s'enfonçant dans le support, un tube sporocystifère obliquant d'un côté, un stolon efférent divergeant de l'autre. Le même schéma se modifie légèrement quand les crampons deviennent horizontaux. Ces derniers aspects rappellent le port du *Rh. stolonifer*.

Le type *Rhizopus* s'altère plus profondément quand l'axe se prolonge sensiblement au-delà de l'insertion du premier tube fertile. Alors le renflement fusiforme devient de moins en moins marqué.

On voit aussi un stolon afférent s'enraciner à son extrémité et émettre, au lieu de tubes fructifères, un stolon efférent brun qui, après un court trajet d'un demi-millimètre, fournira un bouquet de sporocystes et des crampons rudimentaires.

La série la plus remarquable est offerte par les fructifications dépouvues de rhizoïdes où de crampons ; c'est la seule qui ait été décrite, mais elle présente des formes plus variées que celles qui ont été figurées par Sitnikoff et Rommel. Le renflement fusiforme typique des *Rhizopus* se concentre en une boule semblable à un sporocyste émettant un ou plusieurs tubes fructifères ; nous en avons vu jusqu'à 8. Cette figure répond à la description du *Rh. stolonifer* var. *luxurians*, observé par E. Frank et décrit par Schrœter (1). Le stolon afférent, dans ce cas comme dans ceux que Sitnikoff et Rommel ont figuré, présente bien clairement le caractère d'un axe primaire de fructification et même d'un tube terminé par un sporocyste prolifère.

Mais bien souvent, le renflement d'où divergent les tubes fertiles, ne donne pas une boule ; il reste au contraire plus faible que dans les fructifications enracinées ; le bouquet de sporocystes continue la direction du stolon fonctionnant comme le pédoncule commun d'une ombelle. Les branches de premier ordre peuvent à leur tour, au lieu de se terminer par un sporocyste, se renfler

(1) Schrœter. — *Pilze* (in Kryptogamen-Flora von Schlesien, 1886, p. 207).

et émettre des branches du second ordre. On peut voir une telle branche, elle-même ramifiée, née à côté du tube fructifère simple, évidemment homologue d'un stolon efférent. Et pourtant, une telle figure, considérée en elle-même, a tous les caractères d'une fructification rameuse sans stolon ni rhizoïde.

Enfin le stolon afférent, après avoir émis latéralement un bouquet de sporocystes sans crampons, peut se prolonger et se terminer par un sporocyste plus volumineux. Eidam (1) a décrit un sporocyste terminal chez le *Rhizopus elegans*.

La comparaison de ces diverses formes nous montre que l'indétermination de l'appareil fructifère par l'absence d'un sporocyste terminal, l'existence de rhizoïdes ou crampons radiciformes et même de stolons, sont des caractères moins essentiels pour définir les *Rhizopus* que la structure des spores avec leur exospore plissée et celle des sporocystes avec leur apophyse.

Ces trois caractères sont des effets secondaires de la ramification d'un appareil fructifère primitivement défini, mais courbé sous le poids de rameaux trop nombreux. L'axe rabattu a pris des points d'appui sur le support, notamment par son sommet naguère fertile, maintenant transformé en crampons. Les rameaux eux-mêmes se sont différenciés en tubes sporifères et en tubes fixateurs; la fructification dressée et ramifiée du *Mucor corymbifer* par exemple a fait place au système indéfini, pourvu de stolons, de crampons, de bouquets sporifères régulièrement groupés dans les genres *Absidia* et *Rhizopus*. Dans le seul *Rhizopus japonicus*, la comparaison d'une série de fructifications nous a permis de remonter tous les stades de cette évolution.

Dans les appareils fructifères régulièrement enracinés suivant le type des *Rhizopus*, le pédicelle des sporocystes varie d'un demi-millimètre à un millimètre un tiers ; les dimensions moyennes, un peu au-dessous d'un millimètre, sont les plus fréquentes ; les diamètres or linaires du sporocyste varient de 160 à 215 μ, la largeur de la columelle atteint environ les deux tiers de ce diamètre. Cette columelle se prolonge comme chez le *Rh. stolonifer*, en apophyse très évasée, presque aussi rigide que la columelle elle-même.

Les spores (fig. 11 à 13) sont plus longues que larges, un peu anguleuses, généralement pointues à une extrémité, ayant à peu près la forme d'une noisette. Leurs dimensions varient beaucoup. En transportant directement les sporocystes des jeunes cultures dans l'eau, nous avons trouvé le plus souvent des spores de 9 μ sur 6,5, mais aussi des extrêmes de 12 μ 5 sur 9 et de 7 sur

(1) Eidam. — (Wanderversammlung der botan. Section der Schles-Gesellschaft für vaterlandische Cultur. — Cité par Schrœter, *l. c.*).

5,65. Sitnikoff et Rommel assignent à l'*Amylomyces* β une longueur un peu supérieure à 9μ et une largeur de 5μ7 à sec et de 8μ1 après gonflement : d'où il résulte que la largeur varie beaucoup plus que la longueur sous l'influence de la sécheresse et de l'humidité. L'endospore s'épaissit longtemps sans que les dimensions extérieures se modifient ; l'exospore d'un noir bleuâtre se plisse irrégulièrement ; les plissements se montrent déjà sur les spores très jeunes, longtemps avant la déhiscence du sporocyste ; ils sont aussi irréguliers que les plis d'une toge, partent en rayonnant de certains points, notamment du bout pointu, convergent, se bifurquent, s'interrompent, si bien que la spore ressemble assez à une muscade microscopique. Sur la coupe optique, on reconnaît que les ornements de la membrane résultent du froissement de la couche superficielle plus ample que l'endospore et non de crêtes en relief. Cette structure avait été devinée par Sitnikoff et Rommel en raison de ce fait que les stries de la surface disparaissent quand la spore se gonfle pour germer.

Rhizopus tonkinensis, sp. nov. (Pl. CCXXV)

Sur riz et sur pomme de terre, le *Rhizopus tonkinensis* pousse aussi bien que le *Rh. japonicus* ; seulement les fructifications exigent une aération plus parfaite. Dans une boîte plate, elles sont rares et confinées à la périphérie ; dans un tube de Roux elles couvrent le sommet, tandis que la touffe de filaments, moulée sur le tube comme un tampon de coton, reste blanche ou prend en vieillissant des tons jaune brunâtre de roussi. On n'y distingue pas le pointillé noir bleuâtre des sporocystes.

Les appareils fructifères reproduisent, à une échelle réduite, toute la série de formes signalées chez le *Rh. japonicus* : stolon renflé en fuseau et coloré en brun à son extrémité tombante, touffe de rhizoïdes fixateurs et bouquet sporifère partant du même niveau (fig. 1, 2) ; crampons supprimés et bouquet sporifère prolongeant le stolon renflé (fig. 3, 4, 5) ; stolon perdant son renflement et prenant l'apparence d'un axe fructifère ordinaire simple (fig. 9) ramifiés au sommet (fig. 6, 7) ou latéralement (fig. 8). Parfois, dans ces appareils dressés et définis par un sporocyste terminal, quelques rameaux avortés, intercalés aux rameaux fertiles, rappellent encore les crampons (fig. 8, 7).

On trouve des systèmes plus compliqués par suite du raccourcissement des stolons réduits à une branche brune et rigide, avec crampons et sporocyste unique au dernier nœud (fig. 10), sans crampon au deuxième nœud (fig. 11), avec écartement des insertions des tubes fertiles. D'autres sont plus simples et réduits à un sporocyste dont le pédicelle très court (fig. 4) ou nul aboutit au renflement piriforme du stolon redressé ; parfois ce

renflement est à peine sensible (fig. 5) ou réduit à une vague dilatation (fig. 9). Dans ce dernier cas, la fructification est réduite à un sporocyste porté sur un filament redressé, comme chez les *Mucor*, et généralement volumineux.

Les dimensions moyennes des sporocystes sont de 75 à 100 μ ; les dimensions moindres sont fréquentes, les dimensions supérieures sont plus rares. Le columelle a les mêmes dimensions relatives que chez le *Rh. japonicus* ; l'apophyse a la même forme que chez les autres *Rhizopus* ; sa membrane est ici sensiblement plus mince que la columelle ; en conséquence, dans les sporocystes vides, la columelle se rabat souvent sur elle en chapeau d'Agaric (fig. 2, 8), comme chez le *Rh. stolonifer*, tandis que ce phénomène est plus rare et moins marqué chez le *Rh. japonicus*.

Les spores (fig. 12, 13, 14) ont la même structure et la même ornementation que dans l'espèce précédente, mais elles sont plus petites; elles mesurent en moyenne 8 μ de long sur 5,65 à 6,5 de large. Ces dimensions, prises sur les exemplaires frais mais non gonflés, se rapprochent des dimensions données par Sitnikoff et Rommel pour les spores ayant subi un gonflement d'une demi-heure. La dessiccation, comme chez le *Rh. japonicus*, réduit surtout la largeur.

RHIZOPUS STOLONIFER Ehrenberg (Pl. CCXXIV, fig. 1 à 8)

Cette espèce vulgaire a été si souvent décrite qu'il pourrait sembler superflu d'y revenir une fois de plus. Aussi n'avons-nous garde d'en reprendre toute l'histoire naturelle. Quelques détails seulement demandent à être précisés, qui montreront plus clairement combien elle ressemble aux deux *amylomyces* β et γ, désormais réunis dans le même genre.

Dans les conditions normales de végétation sur le pain, à la température de l'appartement variant de 6 à 15° c., le stolon afférent aborde son support perpendiculairement ; il se dilate de bonne heure en massue, le point le plus large atteint près de 6 μ d'épaisseur, tandis que, dans le reste de son trajet, le stolon n'a pas plus de 1 μ, 75. Un tel épaississement n'avait été signalé que chez le *Rhizopus reflexus* Bainier, comme un phénomène tardif. L'épaississement claviforme ne tarde pas à brunir. Van Tieghem avait signalé le brunissement comme spécial à l'extrémité recourbée, mais non renflée, du stolon du *Rh. circinans* ; en général, il considère la cuticularisation, manifestée par la couleur, comme un caractère distinctif des *Absidia* à l'égard des *Rhizopus*. Cette double omission nous montre à quel degré d'approximation on doit s'attendre dans les descriptions anciennes des espèces de *Rhizopus*.

Dans les mêmes cultures, on trouve des stolons qui, n'ayant

pas rencontré de support, se ramifient au-dessus du renflement fusiforme et donnent un bouquet de sporocystes et de filaments stériles qui les terminent à la façon d'une ombelle. Van Tieghem a décrit et nous avons retrouvé dans des cultures sur du jus de pruneaux, des stolons qui se redressaient pour donner directement un sporocyste. Dans ce cas, comme chez les *Rh. japonicus* et *tonkinensis*, le renflement intermédiaire s'atténuait ou même disparaissait.

Le *Rhizopus stolonifer* supporte mal les hautes températures. Au voisinage de 30°, il donne des fructifications rabougries (fig. 2 à 7) qui rappellent le *Rh. japonicus* par leurs formes aberrantes, par la longueur des pédicelles fructifères, par la dimension des sporocystes. Cependant les spores gardent leurs dimensions.

Les auteurs ne s'accordent pas sur la taille des spores. Van Tieghem leur assigne en moyenne 14 sur 11 μ, Schrœter 10 à 15 sur 11 ; Wehmer considère comme exceptionnels des diamètres supérieurs à 8-10 μ ; il déclare de plus qu'elles sont généralement dépourvues d'angles et que souvent leur paroi est dépourvue de stries. Sur la figure de Wehmer, les spores sont fortement anguleuses et présentent trois stries énormes.

En réalité les spores sont inégales ; leur taille varie peut-être plus encore que dans les autres espèces ; cependant celles de 9 μ sur 7,5 comptent parmi les plus petites ; celles de 15 μ sur 11 ne sont pas plus rares ; les dimensions de 12 sur 8 μ comptent parmi les plus fréquentes ; c'est dire que la dimension moyenne est supérieure à celle des deux amylomyces et répond aux spores exceptionnellement grandes du *Rh. japonicus*. Leur forme générale est celle des autres espèces ; elles paraissent moins généralement allongées, peut-être parce qu'elles présentent plus souvent leur pointe en haut par suite d'un aplatissement plus marqué du pôle ressemblant à la base d'une noisette. Les plis de l'exospore sont au moins aussi serrés, partant plus nombreux que sur les spores plus petites des *Rh. japonicus* et *tonkinensis*. On en compte parfois une quinzaine sur une seule face ; elles ont bien rarement la forme de demi-méridiens, car le plissement est aussi compliqué que dans les autres espèces (fig. 8). Nous n'avons jamais observé de spores lisses, même dans les sporocystes encore jeunes, dont les spores, à membrane encore mince, avaient atteint à peu près leur taille définitive ; le plissement est contemporain de la différenciation de la membrane en exospore et endospore.

Comparaison des cultures de Rhizopus japonicus, tonkinensis, oryzae, stolonifer.

On arrive à distinguer les divers amylomyces, sans recourir à

l'examen microscopique d'après l'aspect des cultures sur différents milieux et à différentes températures. Nous nous bornerons à mentionner les indications très suffisantes fournies par les cultures sur liquide Raulin et sur pomme de terre.

Le liquide Raulin était distribué dans des ballons de 225 centimètres cubes contenant chacun un décilitre de solution nutritive. Tous les *Rhizopus* s'y développent abondamment à la température de 30°.

Au contraire, le *Mucor Rouxianus* ou Amylomyces α n'y donne qu'un léger flocon qui n'atteint jamais la surface du liquide. Le *Mucor javanicus* prospère davantage. Son thalle submergé pendant les premiers jours provoque une fermentation rendue apparente par le dégagement de bulles de gaz et l'odeur d'alcool, bien que ce liquide ne contienne que du sucre de canne. Quand la fermentation est calmée, un duvet blanc jaunâtre s'étale sur toute la surface, mais c'est un gazon court même au bout d'un mois.

Les *Rhizopus japonicus* et *tonkinensis* grandissent pendant huit jours, mais avec une vitesse variable. Le *R. japonicus* s'élève d'abord davantage, puis se laisse dépasser par le *R. tonkinensis* à partir du cinquième jour. Le second jour le *R. japonicus* montre déjà des sporocystes, le *R. tonkinensis* est encore dépourvu de fructifications. Le quatrième jour, le premier offre un duvet diffus dans le liquide, une couverture lâche, incomplète d'un côté, une touffe aérienne très noire atteignant 3 centimètres et même 4 sur certains points ; le second offre des flocons plus abondants à la partie supérieure du liquide, une croûte blanche épaisse et plissée, une touffe aérienne d'un gris relativement pâle en raison de la taille visiblement moindre des sporocystes, compacte sur une hauteur de 2 centimètres, lâche sur le troisième centimètre.

Le cinquième jour, les touffes de *R. japonicus* ont atteint leur hauteur maxima de 2,35 à 3,5 centimètres ; de rares stolons s'élèvent jusqu'à 4 cm. ; le *R. tonkinensis* remplit le ballon ; quelques fructifications montent dans le col jusqu'à 4,5 cm., le lendemain jusqu'à 5 cm.

Les sixième, septième et huitième jours, les cultures des deux espèces occupent sensiblement le même espace, mais leur accroissement est indiqué par l'apparition de nouveaux sporocystes encore blancs. Ceux-ci ne se montrent plus à partir du neuvième jour. En même temps, le *R. japonicus* s'affaisse, se décolle en arrière, du côté le moins éclairé, et se rétracte de manière à remettre à nu un coin de la surface liquide. Le *R. tonkinensis* s'affaisse très peu au centre, mais la touffe aérienne reste indéfiniment appliquée à la paroi dans tout le ventre du ballon.

Dans les mêmes conditions de milieux et de température (liquide Raulin à 30°), le *Rhizopus Oryzæ* ressemble au *R. japonicus;* il

ne forme pas non plus de croûte épaisse à la surface du liquide ; la végétation aérienne, robuste, grossière, d'un gris devenant roussâtre, s'affaisse à la fin de la première semaine et se rétracte en découvrant d'un côté le liquide.

La différenciation devient nette à 37°. Cette température ne permet pas le développement du *R. japonicus*, tandis que le *R. Oryzæ* donne des touffes submergées assez notables qui, au bout de cinq jours, donnent un voile de filaments aériens délicats de 2 à 3 cm. de diamètre.

Cette température ne supprime pourtant pas la faculté germinative des spores du *R. japonicus*. La température de l'étuve ayant été abaissée à 35° le septième jour, les deux espèces poussaient activement et fructifiaient dès le lendemain. Cinq jours après le refroidissement de l'étuve, les deux cultures s'affaissaient. Toute la couverture fut enlevée d'une pièce avec une spatule de platine, séchée et pesée. La récolte était de 0 gr. 390 pour le *R. japonicus*, de 0 gr. 465 pour le *R. Oryzæ*. Le liquide nourricier contenait 5 grammes de substances dissoutes au début de l'expérience. Le *R. japonicus* en avait utilisé un peu moins que son congénère. Pensant que le résidu contenait encore un aliment convenable pour le *R. Oryzæ*, je semai ce dernier dans le ballon d'où j'avais retiré le *R. japonicus*. Effectivement, des flocons apparurent dans le liquide épuisé pour le *R. japonicus*. Inversement, je semai du *R. japonicus* dans le ballon du *R. Oryzæ*, mais rien ne poussa.

A la température de 30°, le *R. stolonifer* se développe très lentement dans liquide Raulin.

La température de 18° au contraire lui est favorable. La croissance est plus lente que celle des amylomyces à 30°, mais elle se poursuit longtemps ; au bout de quelques semaines la culture prend dans sa portion aérienne l'aspect du *R. japonicus* ; elle se rétracte d'un côté, se sépare de la paroi du ballon et s'affaisse ; mais à la surface du liquide il s'est produit une croûte aussi épaisse que chez le *R. tonkinensis* ; cette croûte prend une teinte jaune orangé.

Le *R. Oryzae*, cultivé de la même façon sur liquide Raulin à 18°, pousse un peu plus lentement que le *R. stolonifer* ; mais il finit par le dépasser et remplit le ballon comme une culture de *R. tonkinensis* faite à 30°. La croûte est aussi épaisse ; la culture ne s'affaisse pas, même au bout d'un mois. La principale différence avec le *R. tonkinensis* est offerte par les filaments plus robustes et les sporocystes plus gros.

Les cultures sur pomme de terre en tubes de Roux offrent des caractères aussi tranchés que les cultures sur liquide Raulin. Les amylomyces y supportent bien de hautes températures. Tous trois croissent rapidement à 39° ; le *R. stolonifer* au contraire y est

tué. Un tube, ensemencé avec cette espèce, reste stérile à 28° s'il a séjourné quatre jours à 39°. Des trois amylomyces, c'est le *R. Oryzae* qui devient le plus vigoureux entre 37 et 39°. Dans un tube de 25 millimètres de diamètre, les filaments atteignent si vite les parois que les sporocystes anémophiles se forment seulement au sommet ; le *R. tonkinensis* ayant une végétation moins vigoureuse n'atteint pas les parois en masse aussi dense ; l'air circule et les fructifications se forment tout le long du tube. Dans ces conditions, il se rapproche du *R. japonicus* et ne s'en distingue plus comme à 30° par la localisation des sporocystes noirs au sommet.

A 30°, les rapports changent. Nous avons vu, à propos de la diagnose des deux espèces nouvelles, que le *R. japonicus* fructifiait tout le long du tube, que le *R. tonkinensis* formait une simple couronne noire. Le *R. Oryzae* ressemble plutôt au *R. japonicus* ; il donne une couche épaisse, noire au sommet et prend une couleur grise jusqu'au bas du tube et dans la boule par suite de l'abondance des fructifications.

On a dit que le *R. tonkinensis* avait, au point de vue industriel, l'inconvénient de donner plus de filaments que de spores. Il serait donc difficile d'ensemencer uniformément de grandes masses liquides. En réalité ce rapport varie avec les conditions d'aération, la forme et les dimensions des vases ; ces variations ont pour cause déterminante la vigueur de la végétation, déterminée elle-même par la température. Le *R. Oryzae* en tube est relativement infécond à 37°, non pas parce que cette température est nuisible, mais au contraire parce qu'elle est trop favorable : les filaments s'étouffent en s'entassant dans un espace confiné en couches trop denses et les fructifications aériennes cessent de se produire dans les points où l'air n'arrive pas. C'est une condition qu'il ne faut pas négliger dans la culture des autres espèces.

Le *R. stolonifer* se développe bien sur pomme de terre, pourvu que la température ne soit pas trop élevée ni trop basse. Bainier a déjà remarqué qu'il pousse difficilement par les temps froids ; cet observateur a ainsi établi une distinction thermique entre le *Rhizopus reflexus*, moisissure d'hiver, et le *R. stolonifer*, moisissure d'été. Cette dernière donne à peu près les mêmes résultats définitifs de 15 à 30°, mais plus lentement à 15 qu'à 30°. Les filaments forment un duvet grossier mais lâche n'atteignant guère les parois qu'au sommet et ne fructifiant abondamment qu'à la partie supérieure. La pomme de terre n'est pas entièrement cachée comme dans les cultures des amylomyces.

Le *R. Oryzae* se distingue aussi nettement du *R. stolonifer* par ses températures critiques que par ses caractères morphologiques

puisqu'il pousse très bien au-delà de 37° dans les milieux liquides et sur les solides. De plus, il est incomparablement plus robuste sur pomme de terre. N'ayant pas réussi à atténuer ces différences, nous pensons qu'il s'agit de deux espèces distinctes.

CONCLUSIONS

Les *Amylomyces* β et γ se distinguent génériquement de l'*Amylomyces* α ; l'action saccharifiante qui les réunit dans un même groupe biologique est indépendante des affinités botaniques.

L'*Amylomyces* α prend place dans le genre *Mucor* sous le nom de *M. Rouxianus*, à côté du *M. javanicus*, du *M. circinelloides*, du *M. ambiguus*.

Les *Amylomyces* β et γ, le *Mucor Cambodja* rentrent dans le genre *Rhizopus* avec le *R. Oryzæ* et le *R. stolonifer*. Ils constituent deux espèces nouvelles de ce genre, le *R. japonicus* et le *R. tonkinensis*.

Les *Rhizopus stolonifer*, *Oryzæ*, *japonicus* et *tonkinensis* ont une exospore noire, munie de plis irréguliers et non de crêtes régulièrement étendues suivant les méridiens de la spore.

L'apophyse commune aux quatre espèces appartient au pédicelle renflé ; sa membrane est plus mince que celle du sporocyste.

La fructification des *Rhizopus* est normalement ramifiée. Les stolons et les rhizoïdes en sont des parties constitutives au même titre que les tubes terminés par des sporocystes.

Le stolon afférent possède une extrémité renflée et colorée en brun chez le *R. stolonifer*, comme chez les trois *amylomyces* ; il représente le filament primaire ou tronc de la fructification. Dans les circonstances normales, l'extrémité brune et renflée s'incline vers le sol et différencie ses rameaux en filaments radiciformes ou crampons, ou rhizoïdes, en pédicelles terminés par des sporocystes et en stolons efférents devenant l'origine de nouveaux axes fructifères.

Parfois l'axe fructifère s'épuise en donnant des rameaux fertiles et fixateurs, parfois il se termine lui-même par un sporocyste ou un crampon.

Dans les milieux artificiels et dans des conditions aberrantes de température et de composition physico-chimique du support, les rhizoïdes se simplifient ou cessent de se produire. Le stolon afférent change de direction, modifie son renflement en plus ou en moins. On obtient alors des fructifications ombelliformes où tous les pédicelles rayonnent, sans mélange de rhizoïdes, autour d'une boule équivalente au renflement normal de l'axe fructifère, ou bien des fructifications irrégulièrement rameuses, ou enfin des fructifications d'apparence simple portant sur leur pédicelle un renflement plus ou moins réduit, dernier vestige du nœud d'où partaient primitivement les pédicelles multiples et les rhizoïdes.

Tous ces degrés de transformation ont été observés chez le *R. stolonifer*, le *R. Oryzæ*, les *R. japonicus* et *tonkinensis*. Ces variations, produites sous l'action des influences extérieures, n'offrent pas de bons caractères génériques ou même spécifiques.

Les quatre espèces se distinguent par la dimension moyenne des spores, par les températures critiques et par l'aspect des cultures.

Explication de la Planche CCXXIV

Rhizopus stolonifer, Rh. Oryzae, Rh. japonicus.

Fig. 1, 2, 6, gross^t : 80. — Fig. 3, 4, 5, 7, 14, gross^t : 60. — Fig. 8, 9, 10, 11, 12, 13, gross^t : 2,300.

Fig. 1. — *Rhizopus stolonifer*. Jeune culture sur du pain à basse température. Fructification du type habituel. — *s. a.* Stolon afférent renflé et coloré en brun à son extrémité. — *s. e.* Stolon efférent, incolore, commençant à s'allonger. — *r.* Rhizoïdes. — *t. t. t.* Tubes fructifères. — *s.* Sporocyste. — *c.* Columelle. — *a.* Apophyse. — Gross^t : 80.

Fig. 2 à 7. — *Rhizopus stolonifer*. Culture à la température de 28 à 30° C sur pomme de terre. Disparition progressive des rhizoïdes. Amincissement du stolon afférent qui, dans la fig. 7 (*s. a.*) n'est plus indiqué que par la coloration brune. Les tubes fructifères semblent être des ramifications du stolon afférent (fig. 3, 5, 6) ou son prolongement (fig. 4, 7). Gross^t : 80, fig. 2 et 6. — Gross^t : 60, fig. 3, 4, 5 et 7.

Fig. 8. — *Rhizopus stolonifer*. Spore à exospore plissée. Gross^t : 2,300.

Fig. 9 et 10. — *Rhizopus Oryzae*. Spores à exospore plissée. Gross. : 2,300.

Fig. 11, 12, 13. — *Rhizopus japonicus*. Spores à exospore plissée. Coupe optique et vue de la surface. Gross^t : 2,300.

Fig. 14. — *Rhizopus japonicus*. Fructification semblable aux formes habituelles de *Rhizopus stolonifer*. — *s. a.* Stolon afférent. *r.* Rhizoïdes. Gross^t : 60.

Explication de la Planche CCXXV

Rhizopus tonkinensis

Fig. 1, 2, 3, 4, 5, gross^t : 220. — Fig. 6, 7, 8, 9, 10, 11, gross^t : 80. — Fig. 12, 13, 14, gross^t : 2,300.

Fig. 1 et 2. — Fructifications munies de rhizoïdes (*r*). — *s. a.* Stolon afférent. — *t.* Tube fructifère. — *c.* Columelle rabattue sur l'apophyse.

Fig. 3. — Le renflement terminal du stolon afférent (*s. a.*) porte deux pédicelles.

Fig. 4. — Le renflement terminal du stolon afférent porte un seul pédicelle très court.

Fig. 5. — Le stolon afférent peu renflé se continue avec le pédicelle unique.

Fig. 6. — Stolon afférent à peine renflé portant deux pédicelles allongés.

Fig. 7. — Stolon afférent non renflé, mais encore coloré en brun au sommet, se comportant comme le pédicelle commun d'une ombelle.

Fig. 8. — Ramification en grappe irrégulière.

Fig. 9. — Fructification paraissant simple, la limite n'étant plus visible entre le stolon légèrement fusiforme et le pédicelle unique.

Fig. 10. — Fructification compliquée par l'émission d'un stolon secondaire (*s.* 2) loin de l'extrémité du stolon primaire (*s. a.*).

Fig. 11. — Stolon secondaire (*s.* 2) court portant un seul pédicelle et pas de rhizoïdes.

Fig. 12, 13, 14. — Spores.

Faut-il écrire en français « Caryocinèse » ou « Karyokinèse » ?

Ce mot dérive de καρυον, noix, et par extension noyau, et de κινειν, mouvoir : il signifie état de mouvement du noyau. M. Guignard l'a appliqué pour désigner les changements de forme du noyau, concomitants à la mitose, qui ont fait l'objet de ses belles découvertes si fécondes en résultats.

Nos voisins, les Allemands, écrivent *Mykologie*, *Baktériologie*, *Dikotyledonen*, *Kryptogamen*.

Ils traduisent le *cappa* grec par un *k*. Il est donc logique, de leur part, d'écrire *karyokinesis*.

Il en est tout autrement en France : la règle est de traduire le *cappa* par un *c*. Telle est certainement la règle, quoique je reconnaisse qu'il y ait bien par ci par là quelques exceptions et même quelques contradictions, par exemple on écrit *cystite* (maladie de la vessie) et l'on écrit au contraire *kyste*, quoique l'étymologie des deux mots soit la même (κυστις, vessie). Mais n'existe-t-il pas pour ces deux mots qui nous occupent καρυον, noyau, et κινειν, se mouvoir, des précédents ? N'a-t-on pas déjà adopté pour ces deux mots, dans les sciences, une orthographe particulière ? Cela n'est pas douteux.

Le mot καρυον signifie, au sens propre, *noix*, d'où par extension on a fait *noyau*. Or, en botanique, on écrit *caryopse* (fruit indéhiscent dont le type est le grain de blé), *caryoptère* (genre de Verbénacées), *caryocarpe* (fruit renflé comme une noix, *Astragale caryocarpe*), *caryocar* (genre de Rhyzobolacées), *caryophyllée* (de καρυοφυλλον, giroflier, sans doute à cause de l'odeur de girofle de certains œillets) (1).

Pour les mots dérivés de κινειν, mouvoir, on a également adopté la lettre *c* : on écrit *cinématique*, partie de la mécanique qui traite du mouvement ; *cinématographe*, instrument qui nous représente les corps comme s'ils étaient en mouvement.

Pourquoi, en France, ne traduit-on pas le κ par un *k* ? C'est affaire de goût ; or, les goûts ne se discutent pas ; affaire de mode ; affaire d'éducation de l'oreille.

Peut-être aussi cela tient-il à la différence de climat ? Les peuples du Midi aiment à moduler les voyelles et à adoucir les consonnes. Les peuples du Nord, dont les lèvres sont une partie de l'année plus ou moins engourdies par le froid, préfèrent prononcer du gosier, *ki* au lieu de *ci*. Le *k* a pour nous quelque

(1) Tournefort. — Eléments de botanique, 1694, p. 280. « L'œillet a été appelé *Caryophyllus* à cause que l'espèce ordinaire a l'odeur des Clous de Gérofle, que l'on appelle en latin *Caryophilli*. »

chose de rude et de rébarbatif. Il entraîne la prononciation *ki* que nous cherchons à éviter ; nous disons par exemple *chimère, chirurgien, chimie*, en modifiant ainsi la prononciation grecque.

En résumé, nous pensons que l'orthographe *caryocinèse* est plus conforme aux goûts, aux usages et aux règles de la langue française. *R. Ferry.*

BIBLIOGRAPHIE

Ensch (Norbert). **Notes sur les Myxomycètes** (Miscellanées biologiques dédiées au prof. Alfred Giard, à l'occasion du XXVe anniversaire de la fondation de la station zoologique de Wimereux, 1874-1899).

Invité par M. le professeur Errera à étudier la répartition du glycogène chez les Myxomycètes, nous avons éprouvé dès le début une grande difficulté : celle du maniement de ces organismes. Il nous arrivait souvent dans nos herborisations de récolter des plasmodes que nous nous réjouissions d'avance d'étudier au laboratoire ; quelques heures après, nous les trouvions évolués, transformés en sporanges. Nous venions de lire le grand ouvrage de Klebs sur le déterminisme de la sexualité chez les Algues et les Champignons inférieurs, et nous avons pu, de notre côté, constater, comme Klebs, la grande influence que le milieu extérieur exerce sur le cycle évolutif de ces organismes.

I. — SUR L'APPARITION DU PLASMODE DE *CHONDRIODERMA DIFFORME*

Une chose bien remarquable et admirablement bien mise en lumière par Sthall [13] (1), dans ses recherches sur la biologie des Myxomycètes, ce sont les modifications de l'irritabilité qui se produisent au cours de l'existence de ces organismes et qui jouent certainement un grand rôle dans les changements d'état. Pendant des semaines entières, les amibes peuvent grouiller dans les liquides nutritifs, y être soumises à des contacts incessants avec d'autres amibes, et pourtant elles ne se fusionnent pas. Puis, à un moment donné, sans que l'on sache pourquoi, elles s'attirent, confondent leurs cytoplasmes et leurs noyaux en une seule masse, et le plasmode se trouve constitué. De même dans des cultures en gélatine que nous avons entreprises, les amibes demeuraient parfois pendant tout une journée en contact continu. Loin de se fusionner, elles s'enkystaient. Nous n'avons pas réussi à préciser les conditions dans lesquelles les plasmodes se forment ; nous voulons simplement attirer l'attention sur une expérience très simple avec *Chondrioderma difforme*. Cette espèce est l'une des rares que l'on puisse

(1) Les chiffres entre crochets renvoient à l'index bibliographique, page 67.

cultiver jusqu'ici. Straburger [15] en a précisé les conditions de culture dans son traité de technique microscopique.

Expérience. — Dans un récipient contenant une décoction de tiges de *Faba*, nous suspendons des fragments de tige ou des gousses du même végétal, de telle façon qu'en aucun point elles ne viennent en contact avec la paroi. Nous ensemençons ce milieu avec des spores de *Chondrioderma*. Le développement se fait, mais — et c'est là le fait intéressant — les plasmodes se forment uniquement sur les tiges de *Faba* et non sur les parois du récipient.

Il semble légitime de conclure de cette expérience que la tige de *Faba* laisse diffuser dans le liquide de culture une substance chimique exerçant sur les amibes une influence chimiotaxique. Toutes les amibes sont attirées vers la tige de la Fève, et l'on comprend que les plasmodes ne puissent se former que là. Stange [14] d'ailleurs, dans un travail fait au laboratoire de Pfeffer, avait déjà montré qu'on pouvait attirer les myxamibes de *Chondrioderma* dans des tubes capillaires contenant de l'extrait de *Faba*.

II. — La culture des amibes de *Chondrioderma difforme*

Nous avions observé que si l'on ensemence des spores de *Chondrioderma difforme* dans des tubes qui ne contenaient qu'une décoction de *Faba*, le développement des plasmodes ne se faisait point, mais que les amibes y abondaient.

Nous sommes parti de là pour maintenir les amibes en culture. Voici comment nous procédions. Nous répartissons dans une série de tubes une décoction de *Faba*. Nous stérilisons ces tubes à l'autoclave, ensuite, en nous entourant de toutes les précautions de l'asepsie, nous ensemençons le liquide avec des spores de *Chondrioderma*. De huit en huit jours, nous prélevons une goutte du liquide où le développement avait déjà eu lieu, pour en ensemencer un nouveau tube. Les amibes se propageaient de tube en tube, et nous avons pu ainsi à deux reprises continuer la culture pendant cinq à six mois.

Nous avons réussi ainsi la culture d'amibes végétales.

D'autres auteurs ont réalisé la culture d'amibes n'appartenant pas à un cycle. Ainsi Celli [3] rapporte qu'en employant divers milieux solides (agar-agar, gélatine, *Fucus crispus*), il est arrivé à cultiver toute une série d'amibes *A. Guttula*, *undulans*, *Coli*, *spinosa*, *diaphana*, etc.

Schardinger [12] est parvenu, à force de soins, à obtenir des cultures pures de certaines Monadines.

Beijerinck [1] a réussi à isoler et à cultiver deux espèces d'amibes très curieuses. L'une, *Amœba nitrophila*, pousse sur de l'agar-agar à laquelle il ajoute des composés ammoniacaux. Elle présente un mode de sporulation analogue à celui des Mycétozoaires supérieurs, dont elle diffère pourtant par l'absence du stade zoospore et du stade plasmode.

L'autre, *Amœba zymophila*, est intéressante par sa coexistence avec une levûre, *Saccharomyces apiculatus*, et les bactéries de la fermentation acétique dont il a été impossible de la séparer.

Gorini [7] est venu confirmer les faits avancés par le bactériolo-

giste hollandais, et a montré que les amibes pouvaient aussi être cultivées sur pomme de terre.

Ni Celli, ni Gorini, ni Beijerinck n'ont obtenu de cultures pures. Les nôtres ne l'étaient pas davantage. Elles étaient infectées de bactéries, de flagellates. Bien que nos amibes eussent tous les attributs extérieurs des amibes de Myxomycètes (elles en avaient la grandeur, l'aspect, la structure, le mode de progression), nous n'avons pas pensé que nous étions d'emblée autorisé à en affirmer l'identité à travers une longue série de cultures. Il aurait parfaitement pu arriver que pendant ce temps d'autres amibes soient venues contaminer le liquide. Dans l'état actuel de la science, il est tout aussi difficile de rapporter, par la simple inspection, une amibe au cycle biologique auquel elle appartient, que de déterminer l'espèce d'un mycélium de Champignon. Pour établir notre conviction, il était nécessaire d'assister à l'évolution de ces amibes, voir si elles étaient capables de se fusionner en plasmodes, puis d'évoluer en sporanges. Nous avons recueilli cette preuve en introduisant de temps en temps dans nos tubes des tiges de *Faba* soigneusement stérilisées. Dans ces conditions, il s'est formé des sporanges comme dans les conditions ordinaires de la culture de *Chondrioderma*.

Nous concluons de cette expérience que les amibes de *Chondrioderma* peuvent mener une vie indépendante pendant très longtemps, peut-être indéfiniment. Elles se rapprochent en cela du mycélium des Champignons, du prothalle des Fougères et du protonema des Mousses (Klebs).

III. — GERMINATION DE *CHONDRIODERMA DIFFORME* EN GÉLATINE

Expérience. — Sur une lamelle stérilisée par la chaleur, nous déposons une goutte d'une solution à 10 p. 100 de gélatine dans de l'extrait de *Faba*. Nous ensemençons le plus aseptiquement possible avec des spores de *Chondrioderma difforme*. Nous renversons la lamelle sur une chambre humide en carton et nous observons.

Voici ce qui se passe : au bout d'un jour, les spores éclatent, mais les zoospores naissent sans flagel. Elles progressent avec une lenteur extrême et par mouvements amiboïdes. Elles se divisent même parfois très activement. Mais au bout de vingt-quatre à trente-six heures, elles s'arrondissent, prennent l'aspect de microcystes dans lesquels on peut voir, pendant plusieurs jours encore, les pulsations des vacuoles et les migrations du noyau.

La germination des spores de Myxomycète est d'ailleurs susceptible de certaines variations. Aussi, tandis que chez le *Chondrioderma*, la zoospore bat le liquide avec son fouet dès que la spore a éclaté, plusieurs espèces de *Physarum*, de *Trichia* n'acquièrent le fouet qu'après un stade de repos intermédiaire.

Il est vraisemblable que pour progresser dans l'intérieur de la gélatine, les amibes doivent la liquéfier graduellement en secrétant une zymase. Beijerinck [1], d'ailleurs, a observé que son *Amœba zymophyla* avait le pouvoir de liquéfier la gélatine.

IV. — LA DURÉE DU STADE PLASMODE

Le stade plasmode est très fugitif. Peut-on prolonger à volonté ce stade? En théorie, on peut concevoir l'éternité du plasmode

puisque, dans les conditions mauvaises de vie, il peut résister par sa forme sclérote. Mais pour maintenir le stade actif, il faudrait empêcher d'une part que la mort n'intervienne, et d'autre part entraver son évolution vers la forme sclérote ou la forme sporange.

Expérience. — Nous récoltons un grand plasmode d'*Aethalium septicum*. Nous le divisons en deux parties. Nous permettons à l'un des plasmodes d'évoluer dans les conditions naturelles sur le support sur lequel nous l'avons trouvé. L'autre est placé sur une lame de verre que nous renversons sur une infusion de tan. Le plasmode, grâce à son exquise sensibilité au contact, s'applique intimement sur le verre. Il rampe entre celui-ci et la surface du liquide; de cette façon, il reste en vie pendant cinq semaines. L'autre avait évolué le troisième jour vers le stade sporange.

Le même procédé nous a servi pour maintenir en vie un plasmode de *Badhamia utricularis*. Il est donc possible de prolonger pendant un certain temps la vie active du stade plasmode. Lister [10], d'ailleurs, a pu observer un plasmode de *Badhamia utricularis* pendant un an, mais sans préciser les conditions dans lesquelles on peut le faire à volonté.

Quelques mots encore à propos de l'expérience précédente. Comment se fait-il que le plasmode reste entre le verre et la surface de l'eau? On sait depuis Stahl que le plasmode, pour fructifier, change de sensibilité et devient négativement hydrotaxique.

Que n'est-il sorti du liquide pour fructifier sur la face supérieure de la lame de verre qui était bien sèche? Il ne l'a pas fait, et il est vraisemblable que c'est à cause de la transition brusque entre un support sec et un support humide.

Notons encore que le plasmode n'a jamais rampé à la surface du liquide, ainsi que le font les autres amibes qui y sont très sensibles. Il y aurait donc là encore un changement d'irritabilité pendant le passage du stade amibe au stade plasmode.

V. — SPORANGES ET SCLÉROTES

Klebs [8] a montré pour certains Champignons inférieurs (*Mucor racemosus*, *Eurotium repens*) qu'une condition indispensable à la formation des amibes était que le mycélium soit entouré d'une couche d'air. Dans l'eau, leur formation est impossible. Il en est de même, quoique d'une façon moins absolue, pour les fructifications des Myxomycètes. Devenus négativement hydrotaxiques, les plasmodes s'éloignent des endroits où règne une trop grande humidité, se débarrassent peu à peu du liquide qu'ils ont entraîné, et, arrivés sur un support relativement sec, ils commencent à fructifier Dans les souches, on les voit quitter l'espace très humide qui se trouve entre le bois et l'écorce, pour venir étaler leurs sporanges à l'extérieur. Cependant on rencontre parfois des sclérotes (de Bary [5] Cienkowski [4]) et même des sporanges (Stahl [13]) à l'intérieur du liquide de culture. Nous avons fait des observations identiques pour *Chondrioderma difforme*. Mais ce sont des productions atrophiées. La vie dans un milieu liquide empêche généralement la formation des stades de repos.

Quand un plasmode a vécu pendant un certain temps dans un milieu liquide, il cesse de s'appliquer intimement sur le support, ne

s'étale plus en herborisations élégantes, il pousse des hernies protoplasmiques assez épaisses ; en un mot, il prend l'aspect que Stahl [15] désigne sous le nom d'*aspect coralloïde*. Il semble que tout soit prêt pour une fragmentation. En effet, quand on retire alors le plasmode du liquide, les sclérotes se forment rapidement.

C'est vraisemblablement à une déshydration rapide qu'il faut attribuer le curieux phénomène signalé par Pfeffer [11] et étudié par Demoor [6] dans sa thèse de doctorat spécial. Quand on dépose sur un plasmode de la gélatine à 1 p. 100, les mouvements du protoplasma s'arrêtent, le polioplasme s'accumule en différents niveaux en masses puissantes qui se cloisonnent au moyen de véritables lames d'hyaloplasme. Si, au lieu d'une solution de gélatine à 1 p. 100, on emploie une solution à 10 p. 100, il s'opère une véritable fragmentation du plasmode au moment de la prise de la gélatine. En liquéfiant celle-ci, les « cellules » isolées se fusionnent à nouveau dans le plasmode primitif.

VI. — DÉSORGANISATION DU PLASMODE DEVENU NÉGATIVEMENT HYDROTAXIQUE

Un plasmode est devenu négativement hydrotaxique. Qu'arrive-t-il si on le place dans l'eau ?

Expérience. — *a*. Dans une de nos cultures, nous avons observé que *Chondrioderma* s'apprêtait à fructifier. Nous élevons le niveau du liquide pour l'empêcher d'en sortir. Le lendemain, en observant la culture, nous trouvons les plasmodes ramassés sur eux-mêmes, présentant un aspect coralloïde et flottant pour la plupart dans le liquide. L'examen microscopique nous révèle que les masses plasmodiales s'étaient décomposées en petites sphères de volume et de contenu variables. Les unes étaient composées d'un cytoplasme très dense, très granuleux ; les autres étaient hyalines, d'autres semi-hyalines, semi-granuleuses.

b. Nous avons suivi à diverses reprises cette fragmentation sous le microscope chez plusieurs espèces de Myxomycètes (*Comatricha obtusata*, *Arcyria cinerea*, *Stemonitis fusca*, *Trichia varia*). Au moment où le plasmode cessait de se mouvoir et se ramassait sur lui-même pour s'élever ensuite en colonne, nous le plongions dans une goutte d'eau. Voici ce que montrait l'observation.

A peine l'organisme se trouvait-il dans l'eau, que son contour devenait irrégulier. Au fur et à mesure que ce séjour se prolonge, la déformation s'accuse de plus en plus. Peu à peu de grosses masses protoplasmiques se séparent, se meuvent dans le liquide par mouvements amiboïdes très actifs ; puis, de ces masses encore considérables partent d'autres masses de plus en plus petites qui finissent par s'arrondir. Les unes sont hyalines, les autres granuleuses. Le tout finit par se désorganiser.

Si le plasmode se trouve très près de la maturité, on observe parfois encore une fragmentation du sporange en trois ou quatre masses plus petites dans lesquelles se poursuit la formation des spores (*Arcyria*).

Klemm [9], dans son travail sur la mort des cellules, s'exprime comme suit : « Si nous envisageons les phénomènes de désorganisation, au point de vue des propriétés dynamiques de la cellule, nous devons relever les points suivants :

« De grandes modifications ne sont possibles qu'aussi longtemps que la motilité persiste. Quand de grands changements de forme se produisent, c'est que la motilité est conservée. Celle-ci ne s'éteint souvent que dans les derniers stades de la désorganisation. Il arrive aussi qu'il se produit une *augmentation d'intensité du mouvement* » (Klemm, p. 694). Il nous a semblé que ces observations sur la désorganisation cellulaire s'appliquaient fort bien au phénomène spécial que nous avons étudié, car les mouvements amiboïdes des masses protoplasmiques qui se détachaient du plasmode étaient extraordinairement actifs. Quant à la cause du phénomène, elle se trouve vraisemblablement dans les troubles apportés dans les échanges osmotiques.

INDEX BIBLIOGRAPHIQUE

1. — 1895. Beijerinck. — Versuchen zur Amœbencultur auf festem Substrate. (*Bakteriologisches Centralblatt*).
2. — 1895. Celli (Rome). — La Biologie des amibes. (*Atti dell' Accademia di Catania*).
3. — 1895. Celli. — Die Kultur der Amœben auf festem Substrate. (*Bakt. Centralbl.*).
4. — 1863. Cienkowski. — Die Entwicklungsgeschichte der Myxomyceten. (*Jahrb. für wissenschaftl. Botan. III*).
5. — 1884. De Bary. — Vergleichende Morphologie und Biologie der Pilze. (Leipzig).
6. — 1895. Demoor. — Contribution à l'étude de la Physiologie de la cellule. (*Archives de Biologie*).
7. — 1896. Gorini. — Die Kultur der Amœben auf festem Substrate. (*Bakt. Centralbl.*).
8. — 1896. Klebs. — Die Bedingungen der Forpflanzung bei einigen Algen und Pilzen. (Fischen, Iena).
9. — 1895. Klemm. — Die Desorganisationserscheinungen der Zelle (*Jahrbücher f. wissenschaftliche Botanik*).
10. — 1889. Lister. — Notes on the plasmodium of *Badhamia utricularis* and *Brefeldia maxima*. (*Ann. of Botany*).
11. — 1890. Pfeffer. — Zur Kenntniss der Plasmahaut und der Vacuolen nebst Bemerkungen uber den Aggregatzustand des Protoplasmas und osmotische Vorgange. (*Abhandlungen der Math.-physik. Klasse der Konigl. Sächsich. Gesellch. der Wissensch. B. XVI*).
12. — 1896. Schardinger. — Reinkulturen von Protozoen auf festem Nährboden. (*Centralbl. f. Bakteriol.*).
13. — 1884. Stahl. — Zur Biologie der Myxomyceten. (*Bot. Zeit.*, p. 145).
14. — 1890. Stange. — Ueber chemotaktische Reizbewegungen (*Bot. Zeit.*, p. 107).
15. — 1897. Straburger. — Das botanische Praktikum.

WERNER MAGNUS. — **Studien an den endotrophen Mycorrhiza,** VON NEOTTIA NIDUS-AVIS L. (*Jahrb. f. wissensch. bot.* bd XXXV, heft 2) ; **Etude sur les mycorhizes endotrophiques du** NEOTTIA NIDUS-AVIS L.

L'auteur s'est surtout occupé de recherches anatomiques, étudiant

le mode de développement du champignon à l'intérieur de l'hôte et son influence sur le protoplasme et le noyau cellulaires.

Le champignon que l'on trouve, sans exception, dans toutes les racines dès qu'elles ont atteint un centimètre de longueur, ne possède avec l'extérieur que des relations qui sont très irrégulières et qui, par conséquent, ne peuvent être considérées comme indispensables à sa nutrition. Les jeunes racines latérales sont contaminées par le Rhizome plus âgé, déjà infecté par le champignon.

Ce sont, exclusivement et sans aucune exception, les trois ou quatre premières assises de cellules sous l'exoderme qui sont habitées par le champignon ; dans le rhizome et dans la tige, on trouve jusqu'à six assises infectées.

Le champignon, dès son entrée dans la cellule, se divise en hyphes à peu près d'égale épaisseur sans être influencé par l'âge de la cellule. Ces hyphes paraissent parcourir la cellule en tous sens, sans aucune règle, et ne pas être attirées par le noyau.

Le champignon se différencie dans les cellules des racines en deux formes bien nettes et restant bien différentes dans tout le cours de son développement sans jamais présenter de transition entre elles.

Dans les *cellules hébergeantes*, jamais le champignon ne dégénère ; il se présente sous forme d'hyphes à parois épaisses, formant une sorte d'anneau à l'intérieur de la cellule et envoyant vers le centre des hyphes-suçoirs plus fines qui traversent toute la cellule et dont les parois minces paraissent destinées à laisser passer les matières nutritives (Pl. CCXIV, fig. 6).

Dans les vieilles racines, on remarque que les hyphes-suçoirs enveloppent les hyphes en anneaux, se pressent les unes contre les autres et finissent par perdre leur lumen, formant par leur cohésion parfaite un revêtement protecteur permettant à ces hyphes en anneau de survivre à la racine (Pl. CCXIV, fig. 10-15). Ces sortes d'hyphes sont comparables aux kystes et aux sclérotes, car leur épaisse enveloppe les rend aptes à passer l'hiver et à reprendre au printemps une vie nouvelle pour infecter de nouveaux plants de *Neottia*.

Dans les *cellules digérantes* (f. 7), le champignon dégénère toujours. Les hyphes à parois minces, riches en protoplasma, pénètrent et se développent dans les cellules en pelotes épaisses (f. 8). Elles meurent bientôt, telles quelles, ou bien après avoir accumulé en elles des albuminoïdes. Leur contenu se déverse dans la cellule, leurs restes sont pressés l'un contre l'autre en une masse informe (fig. 9) qui se réunit à une partie du protoplasma de la cellule pour former un produit inerte et inaltérable (1) qui paraît constitué par une matière analogue à la cellulose.

Les *cellules digérantes* forment la première et la dernière des assises habitées par le champignon dans la racine, les cellules *hébergeantes* formant les assises moyennes. Dans le rhizome, celte différenciation se produit sans règle.

(1) On trouve aussi un troisième commensal, un champignon parasite qui vit surtout aux dépens de ces masses agglutinées inutilisables par les deux autres êtres vivant en symbiose.

Dans les racines, les cellules habitées par le champignon se distinguent des autres par leur grandeur anormale. Celui-ci agit à distance sur les cellules voisines et provoque leur hypertrophie.

Le plus souvent, dans aucune des cellules habitées par le champignon, le plasma ne meurt avant la mort de l'ensemble de la racine.

Pendant la pénétration du champignon, il se produit de l'amidon en grains très fins qui disparaissent bientôt, mais qui, après sa mort, reparaissent sous une nouvelle forme.

Le champignon produit sur le noyau de la cellule de l'hôte les changements suivants : agglomération de la chromatine, étranglement du noyau et en même temps chromatophilie plus forte.

Les changements ultérieurs que l'on observe dans les *cellules digérantes* sont l'hyperchromatie et la forme amiboïde. Après que la digestion s'est effectuée, le noyau reprend presque toujours sa forme primitive sphérique.

Les changements ultérieurs que l'on observe dans les *cellules hébergeantes* sont le bossellement du noyau, la distribution irrégulière d'amas de chromatine et l'atrophie graduelle du noyau.

Le noyau se trouve toujours à côté de la masse de plasma qui s'est transformé en un produit cellulosique. Il perd du côté de cette masse la ligne qui le limite nettement et il envoie vers elle de fins prolongements, tandis que du côté opposé sa limite est nettement marquée. Quand il se produit dans la cellule plusieurs de ces masses cellulosiques, il se place entre elles, il envoie vers chacune d'elles des prolongements amiboïdes et il participe ainsi à la formation de chacune des pelotes.

Ces mêmes changements du noyau se rencontrent chez *Listera ovata* et *Orchis maculata*. Au stade où le noyau se trouve hypertrophié, les caractères du noyau de chacune des deux espèces sont plus faciles à reconnaître grâce à l'amplification du noyau.

La fragmentation du noyau que l'on observe chez le *Listera* et l'*Orchis* ne sont pas à considérer comme des signes de dégénérescence et de mort, mais bien comme des phénomènes se trouvant sous la dépendance de son activité vitale.

En résumé, le processus qui se passe dans les *cellules digérantes* tourne exclusivement au profit de la plante hospitalière qui tue le champignon, digère les substances nutritives qui le constituent et laisse, pour ainsi dire comme une matière excrémentielle, le résidu de cette digestion.

Au contraire, le processus qui se passe dans les *cellules hébergeantes* profite exclusivement au champignon qui y joue un rôle purement parasite et y développe un organe d'hibernation lui permettant de vivre en dehors de la plante et de traverser ainsi les rigueurs de l'hiver. *H. Schmidt.*

Explication de la planche CCXIV, fig. 6-15 (*Neottia Nidus-Avis*)

Fig. 6. — *Cellule hébergeante.*
Fig. 7. — *Cellule digérante* : hyphe encore jeune.
Fig. 8. — *Cellule digérante* avec hyphes à matières albuminoïdes.
Fig. 9. — *Cellule digérante*, commencement de formation de la pelote.

Fig. 10-11-12-13-14-15. — *Cellules hébergeantes*, différents stades de formation des hyphes qui sont destinées à former par leur tassement un organe d'hibernation.

KOSINSKI. — **Die Athmung bei Hungerzuständen und unter Einwirkung von mechanischen und chemischen Reizmitteln bei** ASPERGILLUS NIGER (Jahrb. Wiss. Bot. 1901, 137-204). **Influence de la privation d'aliments, ainsi que de diverses actions mécaniques ou chimiques sur la respiration de l'**ASPERGILLUS NIGER.

Quand l'*Aspergillus niger* est privé d'aliments, sa respiration diminue rapidement et sa croissance en même temps. Mais l'une et l'autre augmentent de nouveau, quand on lui rend de nouveaux aliments. Certaines excitations traumatiques produisent l'accroissement de la respiration, comme Richards l'a déjà montré pour les plantes phanérogames.

La respiration est accélérée par la présence du zinc, du fer et du manganèse, de la cocaïne, de la strychnine et de l'éther en solution suffisamment étendue.

GUILLERMOND. — **Recherches histologiques sur la sporulation des Schizosaccharomycètes** (C. R. Ac. Sc. 1901, I, 242).

Chez le *Schizosaccharomyces octosporus* une cellule se divise par une cloison médiane en deux cellules filles qui restent accolées l'une à l'autre, puis se refusionnent pour former une seule cellule qui devient l'asque. Schönning avait déjà signalé ce mode de formation de l'asque.

Lors de la division de la cellule primitive, le noyau se divise également par un processus commun à la plupart des champignons inférieurs et que certains auteurs considèrent comme un mode intermédiaire entre la mitose et la caryocinèse. Il se scinde d'abord en deux parties ayant la forme de demi-disques se regardant par leur face diamétrale, quelquefois reliés par une zone foncée et entourés d'une même gaine de nucléoplasme incolore; puis le nucléoplasme se sépare à son tour et donne lieu à la formation de deux noyaux distincts.

Au moment où la cloison qui sépare les deux cellules filles disparaît, les deux noyaux de celles-ci se fusionnent, puis il survient par mitose deux bipartitions successives qui donnent naissance à huit spores en règle habituelle; toutefois il arrive assez souvent qu'il y a plus ou moins de spores dans l'asque. Les grains rouges de Bütshchli que contient le protoplasme de la cellule, semblent disparaître en partie au moment de la fusion des deux noyaux.

L'auteur considère cette fusion comme un cas très net d'*isogamie*.

Il a observé une conjugaison analogue dans le *Schiz. Pombe*. Deux cellules sœurs se conjuguent, mais ici chaque cellule conserve à peu près sa forme tout en se réunissant à l'autre par un col rétréci (qui primitivement contenait à sa partie médiane la cloison séparatrice). C'est ce qui explique les formes particulières figurées par Lindner où les asques ont l'aspect d'un *hachoir*, chacun des deux manches de ce hachoir contenant deux spores.

Pollacci. — **Sopra una nuova malattia del'erba medica,** pleosphærulina Briosiana (*Atti del Inst. bot. della R. Univ. di Pavia*).

L'auteur a constaté l'existence de cette nouvelle espèce sur la Luzerne; les feuilles sont parsemées de nombreuses taches circulaires, brunâtres, de 1 à 4 mm. de diamètre, parfois confluentes. Au niveau de ces taches, l'épaisseur de la feuille est moindre, la dépression portant sur l'une et l'autre face; sous l'épiderme qui se crevasse, on voit de petits périthèces ovoïdes, immergés, à paroi membraneuse et brune, ostiolés, contenant des asques octospores non accompagnés de paraphyses. Parmi ces périthèces on rencontre des sclérotes que l'auteur considère comme des périthèces, qui ne sont pas encore mûrs. Les ascospores sont 3- et rarement 4-septées.

Pirotta et Albini. — **Osservationi sulla biologia dei Tarteufo giallo** (Rendiconti della R. Ac. di Linnaei, 7 janv. 1900). **Observations sur la biologie de la Truffe jaune,** Terfezia Leonis.

Les auteurs apportent des observations plus précises sur les relations que l'on connaissait entre les Terfâs et les Cistes, et notamment, d'après Ant. Chatin, entre le *Terfezia Leonis* et l'*Helianthemum guttatum*, var. *inconspicuum*. Ils nous apprennent que l'apparition et le développement du *Terfezia Leonis* sont en rapport avec la durée de l'Hélianthème qui est une plante annuelle.

Si l'on creuse le sol où les Hélianthèmes ne forment encore que des rosettes de feuilles, on ne trouve pas encore de *Terfezia*, mais seulement des corps cylindriques de 4 à 12 cm. de long sur 1 à 2 cm. de diamètre, droits ou incurvés, quelquefois ramifiés; ces productions sont formées d'un lacis de radicelles mêlées de grains de sable. Un peu plus avant dans la saison, on trouve des Terfâs qui se sont développés à l'extrémité des corps cylindriques ou de leurs ramifications. Plus tard encore, vers le mois de juin, au moment où l'Hélianthème commence à se dessécher, on ne rencontre plus que de rares tubercules qui bientôt disparaissent; les corps cylindriques se retrouvent, au contraire, jusqu'au printemps suivant. Ils adhèrent très fortement, d'une part, au tubercule et, de l'autre, aux racines d'*Helianthemum* et sont formés d'un lacis inextricable de radicelles et de filaments mycéliens; les auteurs ne peuvent affirmer avec certitude la continuité entre le mycélium du Terfâs, celui des corps cylindriques et celui des radicelles; mais ils ont reconnu que dans les trois régions la structure et la coloration des filaments étaient la même.

Ferry R. — **Le Lanosa nivalis** *Fries* **dans les Vosges.**

En 1895, la neige avait couvert le sol aux environs de Saint-Dié (Vosges), pendant plusieurs mois et elle commençait seulement à fondre au mois de mars.

Au voisinage des places où elle était en train de fondre, l'on remarquait sur le sol ou sur les brins d'herbe comme une toile d'araignée. En examinant celle-ci au microscope on constatait qu'elle était formée de filaments très fins cloisonnés de distance en distance.

Les condition météorologiques de cette année étaient sans doute

favorables au développement de cette forme mycélienne, car son apparition en grande abondance est aussi relatée en Allemagne aux environs de Berlin par M. Jacobasch (1).

Cette année, je le rencontrai à peu près partout dans les champs, dans les prés, dans les jardins, au bord des routes.

Cette forme mycélienne de champignon est connue depuis longtemps. Fries l'a décrite et désignée sous le nom de *Lanosa nivalis*. Dans le *Synopsis*, il ajoute qu'on lui attribue la destruction des semailles durant l'hiver, quand elle se développe sur elles sous la neige.

Ce mycélium m'a paru, en effet, se développer *sous* la neige, autant que j'ai pu en juger en faisant fondre celle-ci en y répandant de l'eau tiède. Il semble du reste qu'il doive en être ainsi, car on le rencontre dans les parties déclives, dans les plis de terrain ou les feuilles mortes et autres détritus en s'accumulant lui ont offert un substratum nourricier favorable. Et là où il croît en parasite aux dépens des plantules de blé, il est encore naturel qu'il soit directement en contact avec elles c'est-à-dire qu'il soit placé sous la neige. De plus, là où je l'ai constaté, la neige présentait à sa surface une croûte de glace tellement durcie par la gelée, que des filaments mycéliens venant de la profondeur auraient pu la traverser. Toutefois M. Jacobasch dit l'avoir constaté sur la neige et pense même que c'est ainsi qu'elle se développerait généralement.

Les années suivantes, je ne l'ai plus rencontré. Je l'attribue à ce que la neige tombée pendant l'hiver n'avait pas séjourné aussi longtemps et était déjà complètement fondue au mois de mars. Ce champignon me paraît, en effet, ne pouvoir se passer de la protection de la neige, comme d'un abri contre les froids trop intenses ; d'autre part, il a sans doute aussi besoin d'une certaine dose de chaleur, qu'il ne trouve qu'au mois de mars, alors que la terre, commençant à s'échauffer sous l'influence de jours plus longs, transmet sa chaleur à l'air confiné sous la neige.

M. Sorauer, dans un travail relaté ci-après, a repris l'étude du *Lanosa nivalis*. Il a confirmé par ses expériences qu'il était capable, comme on le savait déjà, d'attaquer les plantules des céréales et de les faire périr. De plus, il a réussi à obtenir des conidies qui permettent de le ranger provisoirement dans le genre *Fusarium*.

SORAUER (C). **Der Schneeschimmel** (*Zeitsch. f. Planzenkrank.* 1901, p. 217). **La mucédinée des neiges.**

La mucédinée des neiges apparaît au printemps, à la fonte des neiges, surtout dans les champs de seigle, comme un voile blanchâtre ou gris rougeâtre se montrant surtout dans les places où manquent les semailles d'automne. Ce champignon, connu précédemment sous le nom de *Lanosa nivalis*, rentre d'après les recherches de l'auteur dans le genre *Fusarium* (*F. nivale* n. sp.). Il possède des conidies septées, fusiformes, courbées en forme de nacelle ou de croissant (30-36×4μ), dont la forme et la dimension varient avec les conditions hygrométriques. Il produit en outre, en abon-

(1) Jacobasch. *Der Schneepilz* Lanora nivalis, *als Ursache des Auswinterns des Getreides und des Rasens* (Gartenflora, Zeitschr. f. Garth und. Blumenk., 1895, 224.)

dance, des chlamydospores qui lui permettent de traverser facilement la saison chaude.

C'est surtout au mois de mars qu'apparaît ce champignon ; l'air humide non renouvelé, tel qu'il se trouve sous la couche de neige gelée et commençant à fondre par en bas, constitue une condition très favorable à la croissance rapide du champignon.

Les jeunes graminées tuées par la gelée, ainsi que les feuilles mortes qui gisent sur le sol, forment le meilleur aliment pour le champignon, qui devient aussi, dans de certaines conditions, capable d'attaquer les plantules vivantes.

Parmi ces conditions prédisposantes, il faut mettre en première ligne l'extrême délicatesse des jeunes organes, qui commencent seulement à se former et qui sont riches en protoplasma. Aux premiers jours de chaleur du printemps, ainsi que sous l'influence de la pluie qui succède à la neige, la végétation du champignon s'arrête ; les hyphes superficielles ne tardent pas à se flétrir et à se dessécher, tandis que sur celles qui végètent plus profondément, sur des places mouillées, des colonies de bactéries l'emportent sur le champignon et amènent sa rapide destruction.

L'auteur a fait un certain nombre d'inoculations pour démontrer la nature parasite du champignon.

Il a aussi constaté que, quoique ce *Fusarium* aime une grande humidité, il ne lui convient cependant pas d'être immergé dans l'eau.

STEWARD et EUSTACE. — **Imperfect fertilization and the little Peach disease** (*Genova Algric. Exp. Station*, nov. 1801).

Depuis quelques années il se produit sur les pêchers, dans les Etats de Michigan et de New-Yorck, une maladie dite « little peach », qui constitue un fléau redoutable. La cause en est complètement inconnue. Les fruits restent petits.

Les auteurs ont observé qu'une fécondation incomplète des pêchers peut produire de petits fruits qui simulent cette maladie. Les fruits imparfaitement fécondés atteignent la grosseur d'une noisette au plus et restent attachés aux branches jusqu'en septembre.

Il est toutefois facile de reconnaître les fruits dont la petitesse tient à une fécondation imparfaite ; ils ont un noyau excessivement petit et n'ont pas d'amande ou une amande avortée.

STEWARD et EUSTACE. — **Shot-hole fungus on cherry fruit-pedicels** (*Ibidem*).

Les auteurs ont observé une épidémie redoutable de *Cylindrosporium Padi* sur les cerisiers, présentant cette particularité, c'est que les pédoncules des fruits étaient attaqués et fournissaient de nombreuses spores.

THOMAS. — **Séparation du galactose et du glucose** par le *Saccharomyces Ludwigii* (C. R. Ac. Sc. 1902, I, 610).

Cette levure fait facilement fermenter le glucose et, au contraire,

laisse intact le galactose (1). Or le lactose *interverti* est un mélange de glucose et de galactose. Le *Saccharomyces Ludwigii*, introduit dans ce mélange, fait fermenter le glucose et laisse le galactose, qu'il est alors facile d'isoler à l'état pur. On peut ainsi obtenir un galactose plus pur que celui du commerce.

Levin. — Les microbes dans les régions arctiques (*Ann. Inst. Past.*, 1899, 1, 558).

Déjà, en 1864, Nordenskiold attribuait la merveilleuse salubrité des régions arctiques à l'absence de germes microbiens dans l'air. M. Levin a recueilli sur un filtre toutes les poussières contenues dans 20,000 mètres cubes d'air, pris en divers endroits, et il n'y a trouvé que les spores de quelques moisissures. Il a donc fourni la preuve de la grande pureté de l'air. Pendant les trois étés où les expéditions suédoises ont séjourné dans ces parages, Nordenskiold rapporte qu'il n'y a eu sur le navire aucun cas de diarrhée, de fièvre intermittente ou d'aucune autre maladie.

M. Levin vient également confirmer combien cette atmosphère sans germes et sans poussières contribue à la salubrité extraordinaire de ces régions : « Sans avoir eu de catarrhes du nez, de la gorge ou de la poitrine, si communs quand on sort par les temps humides, j'ai pu dans les régions arctiques marcher plusieurs jours avec des habits et des souliers mouillés, m'exposer aux ouragans et à un froid de plusieurs degrés au-dessous de zéro dans des vêtements mouillés, m'étendre et dormir pendant des heures sur le sol humide sans aucune conséquence fâcheuse. Pendant les quatre mois que nous avons passé dans les régions polaires, nous avons tous joui de la plus excellente santé ».

M. Levin a aussi reconnu que l'eau de mer contenait en moyenne une bactérie par 11 centimètres cubes et que la teneur en bactéries était la même à de grandes profondeurs (1,000 et 3,000 mètres), qu'à la surface. Sur les côtes de la Suède, au contraire, l'eau de mer en contient environ 700 par centimètre cube. Quant à l'eau de la Seine, elle en contient jusqu'à 600,000 par centimètre cube.

M. Levin a aussi recherché quel pouvait être, au point de vue du nombre des bactéries, le contenu de l'intestin de divers animaux, tels que les ours blancs, les phoques, les pingouins, les frégates, etc. Il a constaté que chez la plupart d'entre eux le contenu de l'intestin est absolument stérile. Cette constatation présente un certain intérêt, car l'on s'est demandé si la digestion pouvait s'accomplir sans l'intervention de bactéries.

Binot. — Etude bactériologique du massif du Mont-Blanc (*C. R. Ac. Sc*, 1902, 1, 673).

L'auteur a pu faire l'analyse de 100 litres d'air sans mettre en évidence un seul microbe, et le nombre de germes a varié entre 4 et 11 par mètre cube. Au contraire, dans l'intérieur de l'observatoire de M. Jansen, construit au sommet du Mont-Blanc, deux analyses faites dans deux pièces différentes ont donné 540 et 260 ger-

(1) Dienert. *Ann. Instit. Pasteur*, 1900, p. 141.

mes. Il est évident que ces nombreux microbes avaient été importés par les hôtes de l'Observatoire.

Les germes apportés du fond des vallées par le vent se déposent sur la surface du glacier. La glace ou la neige ancienne en contiennent un à deux par centimètre cube en moyenne. Dans la neige fraîche, par contre, le nombre est infiniment petit. L'auteur a pu recueillir par trois fois 8 centimètres cubes de neige fraîchement tombée sans déceler un seul microbe.

Quélet et Bataille. — **Flore monographique des Amanites et des Lépiotes**, 1902, 88 pages.

Le regretté docteur Lucien Quélet avait déjà, lorsque la mort l'a emporté, jeté les bases de cet ouvrage avec son collaborateur M. Bataille.

Les auteurs se sont proposé de faire une monographie des genres Amanite et Lépiote ; aussi toutes les espèces européennes connues y sont-elles soigneusement décrites.

De plus, en tête de chaque genre, ils ont placé une clé dichotomique conduisant à l'espèce.

Une bonne clé dichotomique simplifie les recherches ; elle évite de perdre beaucoup de temps. Aussi doit-on leur savoir gré de cette partie de leur tâche qu'ils nous paraissent avoir accomplie avec succès.

Ce n'est pas que dans certains cas nous n'aurions mieux aimé, pour la clé dichotomique, l'emploi de caractères distincts d'une nature plus constante. Ainsi ceux qui sont tirés de changements de coloration, très décisifs quand ils existent, font malheureusement souvent défaut. Par exemple, le *Lepiota pudica* (1) n'a pas toujours la teinte rosée des lamelles qui lui a valu son nom ; l'*Amanita valida* ne prend pas toujours, par le froissement, la coloration brunâtre que signale Fries (2).

On trouve, dans ce livre, beaucoup d'espèces qui n'ont guère été rencontrées que par leurs inventeurs et à côté desquelles on pourrait passer sans les reconnaître, si l'on n'avait sous la main un memento des caractères qui les distinguent des espèces usuelles. Aussi croyons-nous que cet ouvrage, plus scientifique que vulgarisateur, sera plutôt consulté par les vrais mycologues que par les simples mycophages.

Les auteurs ont fait précéder leur travail de quelques notions générales ; nous en détachons les lignes suivantes qui précisent les

(1) J'ai constaté que cette coloration rosée des lamelles manquait souvent non seulement aux environs de Saint-Dié, mais encore aux environs de Toulouse (près de Brax-Léguevin), où cette espèce existait en quantité abondante dans les champs : aucun spécimen n'avait les lamelles rosées.

(2) La coloration brunâtre des parties froissées peut apparaître ou manquer dans les deux espèces. A notre avis, il n'y a entre elles de caractère différentiel certain et constant que la structure du stipe. Il est fistuleux ou tout au moins médulleux (*farctus*) dans l'*Amanita spissa* Fries. Le stipe est, au contraire, plein et de tissu parfaitement homogène et identique au centre et à la périphérie dans l'*Amanita valida* Fries. Ajoutez à cela que la chair de l'*Amanita spissa* donne presque toujours, au moment où on la brise, une odeur de radis. (Voir *Revue mycologique*, 1890, p. 173.)

moyens à employer de suite pour débarrasser l'estomac en cas d'empoisonnement :

« On fera avaler, en proportionnant la dose à l'âge, de huit à quinze centigrammes d'émétique dilué dans une demi-tasse d'eau tiède. On provoquera également le vomissement par des titillations de la luette au moyen des doigts ou d'une barbe de plume. Un peu d'eau tiède mélangée d'huile, à défaut d'un autre vomitif, peut aussi amener l'évacuation. Mais toutes les fois qu'il sera possible l'émétique devra être préféré, parce qu'il agit aussi sur la muqueuse intestinale. Enfin, après les vomissements, le malade prendra un purgatif énergique : 30 à 40 grammes d'huile de ricin suffiront généralement. Si le purgatif était rejeté, il serait bon de le donner en lavement. Dans tous les cas, on fera bien d'administrer des lavements formés soit d'une dissolution de savon blanc dans l'eau, soit d'une décoction contenant 6 grammes de séné et 15 grammes de sulfate de magnésie. »

Les auteurs, — comme l'ont fait du reste ceux qui ont traité avant eux la même question, — relatent et indiquent comme pouvant être employé en toute confiance le procédé de Frédéric Gérard (macération dans l'eau acidulée ou dans l'eau salée et cuisson dans l'eau qui est rejetée), procédé qui permettrait de manger impunément toutes les espèces même les plus vénéneuses. Pour notre part, nous ne conseillerons jamais à personne d'essayer de manger des Amanites phalloïdes en ayant recours à ce procédé soi-disant infaillible !

Ajoutez à cela que le public ne s'assujettira pas à l'observation stricte de ces procédés : il voudra perfectionner et simplifier comme le prouve l'article suivant. Et alors qu'arrivera-t-il ?

Il ne faut pas jouer avec les poisons et les champignons vénéneux, pas plus qu'avec le feu, — et surtout les mettre entre des mains inexpérimentées.

Lamic. — **De l'empoisonnement par les champignons** (*Arch. méd. de Toulouse*, Marqués et Cie, 1902).

C'est un bon résumé des principales notions que nous possédons sur l'empoisonnement par les champignons : l'auteur paraît s'être surtout inspiré du travail de M. Victor Gillot : *Etude médicale sur l'empoisonnement par les champignons* (voir *Revue Mycologique*, année 1900, p. 143). Nous ne saurions toutefois nous ranger à cette opinion exprimée par l'auteur, qu'il suffit, pour se prémunir contre tout accident, même à l'égard des champignons les plus vénéneux, de les faire bouillir dans l'eau pendant une demi-heure et de jeter l'eau de cuisson.

Voici comment il s'exprime :

« En 1851, Gérard, en présence d'une commission du Conseil d'hygiène de la Seine, mangea une grande quantité d'*Amanite fausse-oronge* et d'*Amanite bulbeuse*, après une ébullition dans l'eau précédée d'une macération dans l'eau vinaigrée. Il n'en fut nullement incommodé.

Le Dr Fabre (Vaucluse) prétend que tout champignon devient comestible après l'ébullition dans l'eau salée. Il l'a prouvé en faisant usage, lui et sa famille, d'un champignon réellement toxique, l'*Amanite panthère*.

Le vinaigre et le sel, dont l'usage est recommandé, ne sont pas indispensables à la dissolution du principe toxique dans l'eau par l'ébullition. Mais celle-ci doit être prolongée pendant une demi-heure et les champignons divisés en fragments pas trop volumineux (quatre ou huit suivant leur grosseur).

Après un pareil traitement, il est certain que le champignon est devenu inoffensif. »

Et voici la conclusion finale du travail :

« Comme malgré le petit nombre d'espèces vénéneuses, on ne peut espérer les faire bien connaître de tout le monde et que la moindre erreur peut amener des conséquences déplorables, il ne faut pas cesser d'affirmer que le seul *moyen infaillible de se préserver de tout accident* consiste à faire préalablement bouillir les champignons dans l'eau pendant une demi-heure et à rejeter l'eau de cuisson. On les accommode ensuite au goût de chacun. *Ils peuvent alors être consommés sans le moindre danger*, FUSSENT-ILS DES PLUS TOXIQUES. »

Il n'existe que trop d'exemples d'empoisonnements alors que les champignons avaient été *blanchis*, c'est-à-dire avaient été cuits au préalable dans l'eau bouillante. De tels procédés ne donnent, à notre avis, qu'une fausse sécurité et c'est une dangereuse illusion que de prétendre ainsi débarrasser de leur principe toxique des *Amanites phalloïdes* afin de les livrer à la consommation.

MAZÉ. — **Recherches sur le rôle de l'oxygène dans la germination.** (*Ann. Institut Pasteur*, 1900. p. 350).

Les graines, placées sur un substratum imbibé d'eau, exposées à l'air à une température convenable, entrent généralement en germination au bout d'un jour ou deux.

Si on prend la précaution de les recouvrir d'une couche d'eau de quelques millimètres d'épaisseur, elles ne germent pas, l'embryon se gonfle ; la radicule peut quelquefois s'allonger de quelques millimètres, mais l'évolution s'arrête à ces premiers symptômes.

Ce fait s'explique très facilement, si l'on pense que les graines placées sous l'eau laissent diffuser des substances alimentaires qui favorisent le développement rapide des micro-organismes ; ils se fixent sur leur tégument et le tapissent d'une membrane quelquefois imperceptible à l'œil nu, mais suffisante pour priver l'embryon de l'oxygène qui lui est indispensable.

Lorsqu'on place les graines submergées à l'abri de ces perturbations microbiennes, elles ne se développent cependant pas. Quelle est la cause de ce non-développement ? Telle est la question que l'auteur s'est proposé de résoudre.

Il conclut de ses expériences que la non-germination des graines submergées est dûe à ce que l'oxygène de l'air ne se dissout pas assez vite dans l'eau, pour permettre aux diastases exydantes de produire les oxydations que nécessite l'élaboration des aliments de réserve. Toutefois il existe une exception pour les graines petites.

Si les graines sont petites, comme les graines de crucifères, par exemple, elles peuvent se développer lentement et emprunter à l'air dissous dans l'eau, la faible quantité d'oxygène nécessaire pour imprégner leurs tissus et suffire aux oxydations qui s'y accomplissent.

Non seulement les graines de la plupart des espèces ne germent pas sous l'eau, mais encore elles perdent leur pouvoir germinatif; elles subissent une véritable intoxication. L'on constate, en effet, que le liquide dans lequel elles baignent, se charge d'aldéhyde. L'alcool se forme, comme on le sait, en notable quantité au sein des cellules vivantes. L'aldéhyde que l'on observe au cas particulier est un dérivé de cet alcool.

Voici les quantités d'aldéhyde trouvées dans des liqueurs obtenues en maintenant 100 grammes de pois dans 100 cc. d'eau distillée pendant des temps variables à la température de 22°.

Lots de graines.	Durée de la submersion. Jours.	Quantité d'aldéhyde produite en milligrammes
1	3	2
2	5	6.6
3	7	8.25

L'auteur pense qu'il est probable (sans toutefois considérer le fait comme démontré), que la transformation de l'alcool en aldéhyde est dûe à une diastase oxydante spéciale sécrétée par la graine (1).

Il est à noter que l'aldéhyde, toxique pour les graines, ne l'est pas pour les moisissures qui sont capables de la brûler lorsqu'elle n'est pas trop concentrée. Elles devraient cette faculté à une diastase oxydante spéciale à laquelle on a donné le nom d'aldéhydase.

L'auteur a pu constater cette puissance destructive des mucédinées pour l'aldéhyde. « Si, dit-il, on répand quelques spores d'*Aspergillus niger* sur des pois ramenés à l'air, *après une submersion de huit jours* et rendus, par suite de cette submersion, incapables de germer normalement, on remarque que la tige s'allonge assez vite dès que le mycélium a envahi les cotylédons, si toutefois l'embryon n'est pas mort. Il faut donc admettre que la moisissure a brûlé les produits nocifs accumulés dans la graine ».

Conradi. — **Die Hyphomyceten-Natur des Rotzbacillus.** (*Zeitschr. f. Hygiene und Infectionskrankh.* Bd. XXXIII, p. 161, avec deux planches).

L'auteur a constaté qu'en cultivant le bacille de la morve, dans la cavité péritonéale de lapins, sur le sérum qui s'y trouve, on observe déjà dès le deuxième jour des formes ramifiées ou en massue. Cette apparition presque immédiate doit les faire considérer comme des formes d'évolution (et non d'involution). De plus, l'auteur a constaté que la production de rameaux est monopodiale. Ces observations l'ont conduit à séparer le microbe producteur de la morve des bactéries proprement dites et à le rattacher au genre *Coryne bacterium* Lehmann et Neumann.

Howard. — **The fungoid diseases of Cacao in the West Indies** (West Indian Bulletin II, 1901, p. 190).

L'auteur décrit diverses maladies du Cacaoyer, déterminées par des champignons qui envahissent le fruit, la tige ou la racine; il relate

(1) L'on sait que les corps poreux, comme la mousse de platine, le charbon pulvérulent, possèdent la propriété de transformer l'alcool en aldéhyde en présence de l'air, — produisant ainsi un phénomène d'oxydation.

ses expériences d'infection et discute le traitement à adopter. Ces champignons sont *Diplodia cacaoicola* P. Henn., causant le rouge brun des fruits, *Phytophthora omnivora* de Bary et *Nectria Bainii* Massee, causant d'autres maladies sur les fruits; *Nectria ditissima*, produisant le chancre de la tige; *Exoascus Theobromae* Ritz, cause d'une sorte de balai de sorcier. Un chapitre de bibliographie indique trente-cinq titres d'ouvrages.

Howard. — **On Diplodia cacoicola P. Henn.** (Ann. of Botany, 1901, p. 683, pl. XXXVII).

L'auteur décrit en détail le développement et la morphologie du *Diplodia cacaoicola*, maladie des cannes à sucre et des arbres à cacao dans les Indes occidentales. Ce champignon se transmet de l'un à l'autre par inoculation, ce qui fait dire à l'auteur que « son adaptation à chacun de ces deux hôtes n'est pas assez rigoureuse pour avoir donné naissance à deux espèces physiologiques ». L'auteur examine en outre la position systématique du champignon et la prophylaxie.

Dixon (Henry). — **Self-parasitism of CUSCUTA REFLEXA** (Notes from the botan. school of Trinity College, Dublin, 1901, 146). **L'autoparasitisme de la CUSCUTA REFLEXA.**

« Aucun auteur ne me paraît avoir jusqu'à présent signalé le fait d'un parasite enfonçant ses suçoirs dans les tissus mêmes de ses propres branches. Peirce considère même ce fait comme improbable.

Or, il y a environ trois ans, il m'arriva de pratiquer des sections sur un spécimen de *Cuscuta reflexa* s'enroulant autour d'un pied de *Cotoneaster microphylla*. Je remarquai qu'en quelques endroits il s'était développé des suçoirs qui reliaient une branche du parasite avec l'autre. A cette époque je pensai que le parasite n'avait pu enfoncer ses suçoirs à travers l'écorce du *Cotoneaster* et que la Cuscute, ne pouvant nourrir les deux branches qui s'enroulaient autour du *Cotoneaster*, avait eu recours à cet expédient, de transporter, à l'aide de ses suçoirs, les matières alimentaires d'une branche sur l'autre, afin de concentrer sur celle-ci toutes ses réserves.

Mais j'ai retrouvé dernièrement des cas qui ne cadrent pas avec cette explication : le parasite pénètre dans les tissus de la tige du *Cotoneaster* et l'une des branches envoie simultanément ses suçoirs les uns sur une branche congénère et les autres sur le *Cotoneaster*. La distance entre les uns et les autres est souvent inférieure à un millimètre. Je rencontrai aussi de semblables spécimens sur deux branches qui s'enroulaient autour d'une tige d'*Hedera Helix*.

Ces observations paraissent démontrer que ce qui provoque l'auto-parasitisme, ce n'est pas la privation d'aliments. Dans les cas, en effet, que nous venons de mentionner, la branche parasite avait à sa disposition les ressources que lui offrait l'hôte, et elle maintenait cependant ses connexions avec sa congénère.

Il ne paraît pas facile de déterminer pour quelle cause c'est plutôt l'une que l'autre des deux branches voisines qui produit des suçoirs : elles semblent, en effet, toutes deux présenter la même structure. Toutefois, s'il y a déjà longtemps que les suçoirs se sont développés,

la branche dans laquelle les suçoirs ont pénétré semble épuisée, en ce sens que ses cellules sont privées d'amidon et pauvres en protoplasme.

Dans un spécimen, il y avait quatre branches enroulées les unes sur les autres. *A* enfonçait ses suçoirs sur *B*, *B* sur *C*, et enfin *D* sur C.

Il semble donc qu'il n'existe pas de différenciation entre les branches qui jouent le rôle de parasite et celles qui jouent le rôle de plante hospitalière, *B* jouant à la fois les deux rôles dans le cas que nous venons de relater.

Les suçoirs développés dans le cas d'autoparasitisme ressemblent à ceux qui se développent normalement, si ce n'est que leur surface est plus lisse. Une autre différence entre les suçoirs normaux et ceux que le parasite développe dans ses propres tissus, c'est que ceux-ci ne possèdent que rarement des trachéïdes. Sans doute le faible développement des trachéides dans la tige de la Cuscute adulte rend superflu un développement abondant des trachéïdes dans les suçoirs du parasite.

Il arrive aussi que l'épiderme, près de l'endroit où le suçoir réunit deux branches, présente une structure particulière. Les cellules épidermiques, ainsi que le fait est bien connu, là où la cuscute prend contact avec son hôte, prennent la forme en colonne. Quand deux branches de Cuscute viennent en contact, il se forme sur chacune d'elles un épiderme à cellules columnaires. Les extrémités externes des cellules épidermiques se terminent en pointes, de sorte que ces pointes des deux épidermes s'engagent les unes dans les autres, comme des dents d'engrenage, et que les deux épidermes semblent ne constituer qu'un seul et même tissu composé de deux couches de cellules.

Quand ce tissu est teint par les réactifs, il se distingue des autres tissus des branches, non seulement par la forme des cellules, mais encore par la différence de structure des noyaux. Les noyaux des autres tissus sont larges quand on les compare avec ceux des autres plantes phanérogames et ils sont très riches en chromatine et par suite se teignent vigoureusement sous l'action des diverses matières colorantes bleues. Les noyaux du tissu épidermique cité plus haut deviennent relativement énormes et remplissent presque complètement leurs cellules ; les éléments qui se colorent en bleu, sont refoulés et n'occupent plus qu'un espace très réduit, de sorte que les corpuscules teints en rouge (nucléoles) semblent n'être pas entourés par une membrane nucléaire. »

Traduction de R. Ferry.

Beauverie. — **Etude d'une Hépatique à thalle habité par un champignon filamenteux.** (*C. R. Ac. Sc.*, 1902, 1, 616.)

On a constaté, dans des cas encore assez rares, la présence de filaments mycéliens dans l'intérieur du thalle d'Hépatiques du groupe des Jungermanniacées. Citons la brève étude de Janse sur une espèce javanaise, le *Zoopsis*, et les recherches anatomiques et expérimentales de Némec sur le mycorhize des *Calypogeia Trichomanes* et *Jungermannia bidentata*. Cet auteur pense que l'infection est commune chez les Jungermanniacées, rare chez les Marchantiacées. Stahl essaie d'expliquer, par des raisons d'ordre physiolo-

gique, les préférences du champignon. Celui-ci exige beaucoup d'eau ; aussi la plante doit-elle réduire sa transpiration pour conserver l'eau qui lui est nécessaire ; elle y arrive en fabricant des hydrates de carbone solubles (sucres, etc.) au lieu d'amidon. Par suite les plantes riches en sucre peuvent être mycotrophes ; celles qui sont riches en amidon, sont autotrophes. Les Jungermanniacées seraient dans le premier cas ; les Marchantiacées dans le second.

Or, M. Beauverie constate qu'une Marchantiacée, *Fegatella conica*, est, à l'état végétatif, presque constamment et largement infectée par un champignon filamenteux.

Voyons quelle est la localisation de l'endophyte.

Il pénètre dans l'intérieur des poils rhizoïdes lisses qui se trouvent au niveau de la nervure, soit par leur extrémité, soit en un point quelconque. Une protubérance se produit généralement au point de pénétration. Ils manquent au niveau du point végétatif. Les filaments contractent fréquemment des anastomoses à l'intérieur des poils, de là ils gagnent rapidement, sans se diviser, une zone plus interne où ils se ramifient beaucoup et remplissent les cellules. Les parois cellulosiques des cellules prennent une couleur violacée intense dans les parties envahies. Ces filaments traversent les membranes des cellules en les perforant et en subissant eux-mêmes un étranglement ou en utilisant les ponctuations, lorsqu'elles existent.

Considérons maintenant les modes de reproduction du champignon.

1° Des vésicules terminales qui se développent dans l'intérieur des cellules ou dans le sol sur des filaments qui sont en continuité avec ceux qui occupent les poils rhizoïdes. Dans les portions âgées du thalle en voie de décomposition, ces vésicules épaississent leur membrane et survivent à l'hôte. Ce sont des organes de conservation, remplis de substances surtout albuminoïdes.

2° Des cellules renflées en boules, plus petites que les vésicules, disposées parfois en chapelet (dans les poils rhizoïdes). Elles sont analogues aux mégalospores ou chlamydospores décrites par Wahrlich, Vuillemin, Chodat et Lendner chez des endophytes de Phanérogames.

3° Enfin des conidies de *Fusarium* qui se montrent parfois dans l'intérieur même des poils rhizoïdes, ainsi que dans les cultures.

Nul doute que la plante hospitalière ne profite de la présence du champignon. En effet, non seulement celui-ci n'apporte aucun trouble dans la végétation de l'hôte, mais encore les individus les plus abondamment infectés sont les plus vigoureux. L'infection est nettement liée à l'existence de l'humus ; elle est d'autant plus prononcée que celui-ci est plus abondant. Si l'humus fait défaut, le mycélium manque et l'Hépatique n'atteint que des dimensions relativement faibles. Ces faits peuvent suffire à démontrer que le *Fegatella* se nourrit, par l'intermédiaire du champignon, aux dépens de l'humus.

Enfin, l'auteur a constaté un fait extrêmement remarquable, c'est que le *Fegatella* qui a ainsi acquis (comme certaines orchidées saprophytes) (1) le moyen de se nourrir des composés carbonés

(1) Griffon. *L'assimilation chlorophyllienne chez les Orchidées* (*Rev. myc.*, XXI, p. 89).

contenus dans l'humus, a perdu en grande partie la fonction chlorophyllienne. L'auteur a fait végéter, en vase clos, dans une atmosphère riche en acide carbonique, un certain nombre de thalles infectés. Le tout était exposé à la lumière du jour. Il a constaté qu'il y avait toujours dégagement d'acide carbonique, la respiration l'emportant de beaucoup sur l'assimilation chlorophyllienne. La chlorophylle paraît donc ici peu active.

L'auteur, toutefois, n'a pas fait la même expérience sur des pieds de *Fegatella* non infectés. Il aurait cependant été intéressant de savoir si cet affaiblissement des propriétés de la chlorophylle est lié à la présence du champignon.

CARLETON. — **Cereal Rusts of the United States : physiological investigation.** (U. S. Depart. of agric. 1899). **Recherches physiologiques sur les rouilles des céréales aux Etats-Unis.**

L'auteur s'est livré à un très grand nombre d'inoculations pour déterminer quelles sont, pour les différentes rouilles des céréales, les espèces auxquelles chacune d'elles est circonscrite, et pour reconnaître quelles sont les variétés de chaque céréale qui présentent le plus de résistance à la maladie ou qui lui sont même tout à fait réfractaires.

1. PUCCINIA RUBIGO-VERA TRITICI. *Orange Leaf Rust of Wheat* (rouille orangée des feuilles du froment).

Les espèces et sous-espèces suivantes du genre *Triticum* peuvent seules héberger cette rouille dans la région des Etats-Unis : *Triticum vulgare. T. compactum. T. turgidum, T. durum, T. Spelta, T. dicoccum* et *T. Polonicum.*

Les quatre premières étant cultivées en grand dans le pays, tandis que les trois dernières n'y ont été introduites que dans un but d'expérimentation.

Quant à la manière dont cette rouille traverse les hivers, il paraît établi qu'elle peut les passer sous la forme *Uredo* dans les pays dont la latitude est inférieure à 40°.

2. PUCCINIA RUBIGO-VERA SECALIS (rouille du seigle).

Quoique cette rouille ressemble complètement à celle du froment, les essais d'inoculation ont démontré qu'il n'existe entre elles aucune connextion au point de vue physiologique. L'auteur n'a pu l'inoculer à aucune autre graminée, sauvage ou cultivée, excepté au *Secale montanum.*

Cette rouille est capable, de même que la rouille précédente (du froment), de traverser l'hiver et de continuer pendant cette saison à se multiplier par ses urédos.

3. PUCCINIA CORONATA Corda (rouille à teleutospores couronnés).

Cette rouille dont les téleutospores ont une forme particulière, n'attaque pas d'autre céréale que l'avoine.

L'auteur a réussi à l'inoculer à un certain nombre de plantes sauvages : *Hordeum murinum, Avena fatua, Phleum pratense, Avena pratensis, Dactylis glomerata, Aira caespitosa, Kœleria cristata, Anthoxanthum odoratum, Alopecurus Alpestris, Phalaris arundinacea, Avena sterilis, Phleum asperum.*

Certains auteurs ont prétendu que cette rouille pouvait traverser

l'hiver sous les latitudes chaudes des Etats-Unis, mais ce fait ne paraît pas jusqu'à présent démontré.

4. Puccinia Graminis Tritici Eriks. et Henn. (rouille noire des tiges du froment).

L'auteur a réussi à l'inoculer à *Kœleria cristata*, *Festuca gigantea*, *Elymus virginatus*, *Dactylis glomerata*, *Elymus Canadensis*, *Hordeum jubatum*.

Malgré toutes ses recherches, l'auteur n'a pas pu découvrir en hiver d'urédospores de cette rouille sur le froment.

5. Puccina Graminis Avenae Eriks. et Henn. (rouille noire des tiges de l'avoine).

Il a réussi à l'inoculer à *Hordeum murinum*, *Avena fatua*, *Dactylis glomerata*, *Avena pratensis*, *Kœleria cristata*, *Arrhenaterum elatius*, *Avena pratensis*, *Trisetum subspicatum*, *Alopecurus alpestris*, *Holcus mollis*, *Ammophila arenaria*, *Avena sterilis*, *Bromus ciliatus*.

Il est intéressant de remarquer que beaucoup de ces plantes sauvages sont les mêmes qu'il est possible d'infecter avec l'*Uredo coronata*. Cela tient sans doute à une ressemblance qui existe entre la structure de leurs tissus et celle de l'avoine. D'après ce que nous savons, cette rouille ne paraît pas capable de traverser l'hiver aux Etats-Unis.

Des diverses rouilles celles qui font le plus de ravages, sont la rouille noire des tiges du froment et la rouille noire des tiges de l'avoine. Dans certaines régions, le dommage dépasse celui que peut causer aucun autre champignon ou aucun insecte.

L'auteur a reconnu que certaines variétés de céréales sont beaucoup plus résistantes que d'autres. Des planches coloriées qui accompagnent le texte traduisent aux yeux cette inégalité de résistance.

L'auteur a joint un index bibliographique de 70 ouvrages, relatifs spécialement aux expériences faites sur le même sujet dans les diverses stations expérimentales des Etats-Unis.

Mazé. — **Influence de l'azote nitrique et de l'azote ammoniacal sur le développement du maïs** (Ann. Inst. Pasteur, 1900, 26).

Dans le sol, les sels ammoniacaux se transforment facilement en nitrates. C'est ainsi que M. Dehérain a constaté que les eaux de drainage de terres fumées par le sulfate d'ammoniaque contenaient quatre fois plus de nitrates que les eaux de drainage de terres de même nature laissées sans être fumées. Il était donc nécessaire d'opérer dans des conditions où cette transformation ne pouvait se produire. M. Mazé a employé des milieux liquides et y a fait végéter (en se garantissant du ferment nitrique) du maïs.

Il a reconnu que le maïs assimile également bien l'azote nitrique et l'azote ammoniacal. Le développement des plantes suit une marche parallèle ; le poids sec élaboré dans le même temps est à peu près le même, à condition que la concentration du sulfate d'ammonium ne dépasse pas 0,5 pour 1000.

Lorsqu'on alimente le maïs avec du nitrate de sodium, le poids de plante construit augmente à peu près dans le même rapport que le temps, lorsque la concentration du liquide nutritif se maintient au-dessous de 2 pour 1000 de nitrate.

Avec le sulfate d'ammonium, il décroît rapidement à partir de 0,5 pour 1000; la concentration optima se trouve à 0,4 pour 1000 à peu près; à 2 pour 1000, les plantes meurent très rapidement.

Pour rendre compte de l'infériorité de l'ammoniaque sur l'acide nitrique, établie dans la pratique par un nombre considérable d'expériences, il n'y a qu'une explication possible ; c'est l'influence nocive des sels ammoniacaux à une dose supérieure à 0,5 pour 1000 et la réduction corrélative des organes souterrains (les racines se raccourcissant et s'atrophiant).

Il est évident que si une fumure, en apparence très copieuse, a pour conséquence de diminuer la surface d'absorption des racines, la plante ne disposera néanmoins que d'une quantité d'éléments nutritifs assez restreints, puisque le volume de terre explorée diminuera dans le même rapport que la surface de l'appareil radiculaire. On peut donc s'attendre à voir baisser le rendement des récoltes si l'on incorpore à la terre de trop grandes quantités de sels ammoniacaux.

Puisque les engrais ammoniacaux demandent à être employés à dose modérée, toutes les causes qui contribuent à diluer les solutions du sol, favoriseront par là même le développement des plantes. Les terres fortes retiennent plus d'eau que les terres légères. Les premières fourniront donc de meilleures récoltes que les secondes pour une même quantité de sulfate d'ammonium répandue à l'hectare. Ces conclusions sont confirmées par les observations de M. Dehérain.

De même une saison pluvieuse favorise l'action des sels ammoniacaux, tandis qu'une saison sèche exalte leur influence nocive, d'autant plus que d'autre part la pluie et l'humidité favorisent la transformation des sels ammoniacaux en nitrates.

En résumé, l'ammoniaque constitue un aliment azoté aussi efficace que les nitrates, mais il faut savoir l'employer.

Emmerling. — **Die Einwirkung der Sonnenlichtes auf die Enzyme** (Ber. d. deutsch. chem. Gesellsch. 1901, 34, 3811). **Influence de la lumière solaire sur les enzymes.**

Des recherches de l'auteur, dans lesquelles il a dû se mettre à l'abri de l'influence de l'air et des microbes, il résulte que la lumière n'a qu'une faible action : ce n'est que dans quelques cas que l'auteur a reconnu une diminution plus ou moins notable des propriétés spécifiques des enzymes. Elle ne paraît avoir aucun effet sur l'invertine, la lactose, l'émulsine et la diastase : quand aux résultats obtenus avec la pepsine et la trypsine, ils ont varié : tantôt la lumière a été sans effet, tantôt elle a eu une action nuisible.

Les toxines que bien des propriétés rapprochent des enzymes, se sont montrées beaucoup plus sensibles que celles-ci à l'influence de la lumière. Par exemple pour la toxine de la diphtérie, il a suffi de quelques heures d'exposition à la lumière solaire pour en atténuer les propriétés toxiques.

Le Gérant, C. Roumeguère.

Toulouse. — Imp. Marqués et Cie, boulevard de Strasbourg, 22.

24e ANNÉE. N° 95. REVUE MYCOLOGIQUE JUILLET 1902
Editeur : C. Roumeguère, rue Riquet, 37, Toulouse.
Rédacteur : Dr R. Ferry, Avenue de Robache, 7, St-Dié (Vosges).

Photographie des Champignons; procédé par la décoloration et la teinture, permettant de colorier les épreuves et les phototypies.

Par M. Léon Rolland.
Président de la Société mycologique de France (1).

Les contrastes dans les couleurs présentent de grandes difficultés pour la photographie des Champignons.

On sait que pour les objets monochromes, sombres, rouges, verts ou jaunes, il faut faire poser longtemps si l'on veut a voir des détails, mais on peut les obtenir avec des plaques ordinaires extra-rapides.

Si ces couleurs posent ensemble, il faut, pour avoir leurs valeurs relatives, se servir de plaques orthochromatiques ou panchromatiques et ajouter un verre compensateur.

Ce verre compensateur est un verre jaune, plus ou moins foncé, que l'on interpose dans l'objectif, et l'on se rend compte de son action en regardant au travers un objet coloré ; les rouges et les verts paraissent très atténués et les bleus plus sombres.

La difficulté devient beaucoup plus grande s'il y a du blanc, ce qui est le cas le plus ordinaire pour les Champignons, comme les Russules, la Fausse Oronge, etc., qui peuvent avoir un chapeau rouge et le pied très blanc, ainsi que les feuillets. L'opposition devient alors plus forte.

Pour la Fausse Oronge, par exemple, si l'on fait poser avec une plaque oridinaire et sans verre compensateur longtemps pour le rouge, tous les détails du pied auront été détruits, car le temps de pose pour le blanc aura été outrepassé, on ne verra donc rien du pied; les feuillets, plus dans l'ombre, se verront mieux.

Avec des plaques orthochromatiques 6 fois moins rapides, et, en se servant d'un verre compensateur jaune qui multiplie le temps de pose par 15, il faudrait poser 90 fois plus.

Nous avons là un temps de pose considérable, surtout si l'on veut photographier un Champignon assez gros en grandeur naturelle, deux circonstances qui diminuent encore la lumière ; l'objet se trouvant plus rapproché de l'objectif, qui doit avoir une profondeur de foyer d'autant plus grande que le Champignon a un plus grand diamètre, avec un diaphragme d'autant plus petit.

(1) *Bulletin de la Soc. Mycol.*, 1901.

Ainsi, pour photographier un Champignon de 12 centimètres, je me sers d'un rectiligne Français de 41 à 42 centim. de foyer, avec un diaphragme de 2 millim. et demi.

Dans ces conditions, si je fais poser un quart d'heure avec une plaque extra-rapide, il me faudra 90 quarts d'heure avec une plaque orthochromatique pour le rouge, et il faudrait un verre compensateur encore beaucoup plus foncé pour obtenir une photographie de Fausse Oronge convenable pour le coloriage et dont les parties blanches seraient réservées avec les détails.

Nous arrivons donc à un temps de pose absolument impraticable quand on veut faire une photographie de Fausse Oronge en grandeur naturelle et propre au coloriage, ce qui est un point important pour nous.

Si la photographie est très réduite, comme dans le cas du Vérascope, on peut faire poser infiniment moins.

En prenant un verre compensateur multipliant la pose par 10 et des plaques panchromatiques, on obtient les couleurs avec leurs valeurs relatives en 3 minutes seulement, les objectifs (Zeiss) étant diaphragmés de moitié.

Mais puisqu'il est utile d'obtenir des photographies en grandeur naturelle, je me suis demandé si l'on ne pourrait pas, sans inconvénient, décolorer le chapeau du Champignon, de façon à avoir un ensemble à peu près monochrome.

J'ai essayé l'alcool dilué du commerce, mais son action est beaucoup trop lente; de même l'acide sulfureux qui ne peut davantage servir, au moins à l'état gazeux, bien qu'il soit très efficace pour décolorer les fleurs, car il ramollit immédiatement le Champignon qu'on est obligé de lui soumettre sous une cloche.

Maintenant j'ai employé avec succès l'eau de Javel qu'on trouve partout à si bon marché, et je suis arrivé à un résultat qui m'a paru offrir un réel avantage dans bien des cas. Je me permets donc d'entretenir la Société de mes essais à ce sujet.

Pour décolorer le chapeau d'une Fausse Oronge, par exemple, je verse dans un bol de dimension convenable de l'eau de Javelle à l'état pur, et j'y fais tremper le chapeau du champignon en ayant soin de n'immerger que la partie rouge et en empêchant le liquide de passer par-dessus les feuillets.

Au bout de quelques minutes, le chapeau devient blanc ou légèrement rosé, les verrues qui sont jaunes ou blanches deviennent d'un blanc vif.

Tous les détails, hormis leurs couleurs, sont restés intacts et le Champignon a conservé toute sa fermeté.

Je laisse sécher et je procède à la pose avec des plaques ordinaires extra-rapides.

Si j'attends, même, au lendemain pour faire la photographie, la

partie rouge, de blanche qu'elle était devenue, peut prendre une teinte jaunâtre qui convient très bien.

Comme exemple, j'ai photographié une Fausse Oronge à verrues jaunes (var. *formosa*), d'environ 9 centim. de diamètre, avec un diaphragme de 3 millim. et demi, d'abord avec sa couleur rouge, et j'ai fait poser 3 minutes.

J'ai obtenu ainsi une photographie avec un chapeau complètement noir et des verrues blanchâtres.

Il est à remarquer que le pied blanc n'offre pas de détails, parce qu'il a trop posé, tandis que le chapeau n'a pas posé assez.

J'ai ensuite photographié, avec le même temps de pose, le même Champignon, son chapeau étant décoloré, et pour avoir des détails dans le pied, j'avais au préalable passé rapidement un pinceau chargé d'une couleur jaune à l'aniline dans l'alcool sur ce pied, ce qui n'a nullement nui, du reste, aux détails.

De cette façon, je rapprochais encore le ton du pied de celui du chapeau.

On peut donc, pour les Champignons, se servir simultanément ou séparément de la décoloration par l'eau de Javelle, au moins pour les chapeaux, et de la coloration d'autres parties avec une teinture à l'aniline fixée soit au pinceau, soit encore avec un pulvérisateur.

Il est nécessaire de l'étendre bien uniformément.

Les chapeaux par trop visqueux, comme celui du *Boletus luteus*, semblent résister davantage à l'eau de Javelle ; il faudrait donc, tout d'abord, faire dissoudre cette viscosité.

Emploi de décoctions de Champignons comme bains révélateurs empêchant les voiles de se produire dans les épreuves photographiques

Par M. Rolland (1)

Dans le but de chercher l'action produite par les Champignons dans un bain révélateur, j'ai fait bouillir, pendant 10 minutes, 250 grammes d'*Amanita mappa* dans 1 litre d'eau. J'ai fait la même chose pour 250 grammes de Champignons de couche ; j'ai filtré, et séparément j'ai obtenu environ deux demi-litres de décoctions qui se sont comportées l'une et l'autre de la même manière.

Pour le développement des plaques du Vérascope, je me sers ordinairement des 2 solutions suivantes bien connues :

(1) *Bull. Soc. Mycol.*, 1901.

Solution n° 1	Eau distillée.....	1.000cc.
	Hydroquinone	20 gr.
	Bromure de potassium.....	4 »
	Sulfite de soude.....	100 »
Solution n° 2 accélératrice	Eau distillée.....	1.000cc.
	Soude caustique.....	11 gr.

Si l'on se sert de la première solution seule, le temps d'immersion est infiniment prolongé. On obtient bien quelque chose, mais la plaque est voilée, tandis que si l'on ajoute de la solution n° 2, la plaque se développe rapidement.

Pour les plaques positives, je prends ordinairement :

20cc de solution n° 1.
10cc de solution n° 2.
et 40cc d'eau.

ce qui fait un bain de 70cc.

Me servant des liquides préparés avec les Champignons, j'ai pris :

50cc de l'un ou de l'autre que j'ai ajoutés à 20cc de solution n° 1 et j'ai obtenu rapidement une bonne photographie.

Il est donc évident que les décoctions de Champignons jouent dans les révélateurs le rôle de la solution accélératrice n° 2 ordinairement employée.

J'ajouterai que je n'ai jamais eu par un autre moyen des diapositives plus transparentes et plus nettes.

Si parsuite d'un changement dans les proportions le bain révélateur devient très lent, il ne se produira pas de voile, car dans certaines conditions il m'a fallu jusqu'à 3 heures d'immersion pour avoir une très belle plaque.

J'ai obtenu aussi de très bons négatifs en modifiant un peu les chiffres de la formule (2).

Recherches de M. Mazé sur la fixation de l'azote libre par le bacille des nodosités des Légumineuses. (Ann. Inst. Pasteur, 1897, 44).

Par M. le docteur René Ferry.

1. *Culture, sur milieux artificiels, du microbe des nodosités : il est capable par lui-même de fixer l'azote de l'air.*

Pour pouvoir former avec l'azote de l'air des composés azotés, le microbe des Légumineuses a besoin d'une certaine quantité de force.

(2) Il serait intéressant de savoir, parmi les substances très nombreuses qui existent dans une décoction de champignons, quelle est celle qui possède une propriété accélératrice analogue à celle de la soude caustique. R. F.

Cette force, il ne peut, comme les plantes à chlorophylle, l'emprunter à la lumière solaire. Il l'obtient par l'oyxdation des matières carbonées que lui fournit la plante hospitalière; il consomme et brûle ces matières; c'est cette combustion (comme celle de la houille dans les machines à vapeur) qui lui fournit la force nécessaire pour accomplir le travail d'organisation de la matière azotée.

Il était donc naturel d'essayer de le cultiver dans des solutions sucrées, puisque la destruction d'une certaine quantité de sucre est en quelque sorte le prix ou la rançon de l'organisation d'une certaine quantité de matière azotée.

L'auteur s'est servi de cultures en surface sur des milieux solides, à la surface desquels l'air stérilisé était constamment renouvelé.

Le bouillon qu'il a employé était préparé avec une décoction de haricots blancs, faite à la température de 100° pendant une demi-heure. Ce bouillon contenait environ 5 dix-millièmes d'azote, on y ajouta 2 0/0 de saccharose, 1 0/0 de chlorure de sodium (1) et des traces de bicarbonate de soude.

On le solidifia par l'addition de 15 0/0 de gélose et on le répartit en couches très minces sur le fond de grands vases de 20 centim. de diamètre,

La surface ensemencée se recouvrait au bout de quatre jours d'un mucus abondant, qui augmentait d'épaisseur jusqu'au douzième jour. Il contenait des bacilles courts et gros. L'analyse chimique démontra que la quantité d'azote avait presque doublé, le rapport de l'azote gagné à l'azote initial étant $=\frac{2}{3}$.

Le rapport de l'azote gagné au sucre détruit fut trouvé égal à 0,013.

La symbiose n'est donc plus nécessaire pour expliquer la fixation de l'azote par le microbe des nodosités des Légumineuses : cette propriété lui appartient en propre.

En résumé, pour que le microbe puisse se développer et remplir sa fonction assimilatrice de l'azote, il lui faut :

1° Une certaine quantité de composés azotés déjà tout formés, de même qu'il faut à la plante des ressources accumulées dans les cotylédons en attendant qu'elle ait formé les organes qui lui permettront de prendre ses aliments dans le sol et dans l'air;

2° Une dose de sucre qui ne peut guère tomber au dessous de 2 0/0 ; car les expérimentateurs qui ont opéré avec des milieux renfermant 1 0/0 de sucre seulement, n'ont pas constaté d'enrichissement sensible en azote;

3° L'accès et le renouvellement facile de l'air ; car la rapidité de la combustion du sucre est en relation avec la quantité d'oxygène fourni aux cultures.

2. *Forme sous laquelle l'azote de l'air est fixé par le microbe et offert à la plante hospitalière.*

Le microbe produit dans ses cultures une matière visqueuse qui est d'autant plus abondante que la fixation d'azote est plus considérable. C'est, en effet, dans cette matière, qui est azotée, que se fixe

(1) Dans ses expériences ultérieures, l'auteur a supprimé le chlorure de sodium qui, à la dose de 5 0/0, paralyse le développement du microbe.

l'azote. Elle doit être considérée comme un produit de sécrétion du microbe, produit inutilisable pour le microbe, mais susceptible, au contraire, d'être utilisé par la plante légumineuse dont il est l'hôte. C'est ainsi, par exemple, que l'alcool et l'acide lactique sont inattaquables par les cellules des ferments qui les ont produits, mais qu'ils restent nutritifs pour d'autres organismes. C'est une substance colloïde, soluble dans l'eau, capable de traverser facilement les membranes et dont on s'explique ainsi l'absorption rapide par la plante; on n'en trouve pas dans les nodosités, précisément parce qu'elle y est absorbée au fur et à mesure qu'elle se forme.

3. *Matières azotées nécessaires au bon fonctionnement du microbe.*

L'auteur s'est assuré par les expériences les plus concluantes que le microbe ne pouvait se développer dans des milieux pauvres en azote et à plus forte raison dans des milieux complètement privés d'azote.

L'on pourrait croire *a priori* qu'il suffise de fournir une trace d'aliment azoté, pour amorcer la culture et permettre au bacille de s'alimenter en fabriquant son protoplasma aux dépens de l'azote libre et en consommant les hydrates de carbonne qu'on lui a offerts. L'expérience cependant prouve qu'il n'en est rien. Dans une culture pauvre en azote combiné, le développement est péniblé ; les microbes se multiplient, mais ils perdent leur activité vis-a-vis de l'azote libre ; ils ne consomment pas d'hydrate de carbone ou ils n'en consomment que très peu, ils n'élaborent pas de mucosités visibles.

L'azote organique, tel que le préparait M. Mazé, à l'aide de décoction de légumineuses, a parfaitement réussi : le microbe s'y développe et la culture accuse un gain considérable en azote. Au contraire l'azote minéral sous forme de sels ammoniacaux ne fournit aucun gain. Quant à l'azote minéral sous forme de nitrates, il a produit un enrichissement notable en azote. Cependant les agronomes paraissent d'accord pour admettre que les nodosités se développent peu ou point dans les Légumineuses plantées dans des sols riches en engrais azotés ou en nitrates. Voici comment l'auteur fournit l'explication de ces faits en apparence contradictoires :

L'auteur a reconnu que les racines de légumineuses sécrètent une matière sucrée, précipitant la liqueur de Fehlin ; que cette matière sucrée exerce sur les bactéries des légumineuses une action chimiotactique et que les bactéries ainsi attirées pénètrent dans les racines les plus jeunes en voie de développement.

Toutefois cette sécrétion sucrée des racines n'exerce une action attractive qu'à deux conditions : l'une, c'est que l'acide lactique que sécrètent aussi les racines, soit neutralisé par les alcalis du sol ; et la deuxième condition, c'est que la plante ne trouve pas dans le sol des nitrates en excès.

4. *Pourquoi dans les sols riches en nitrates il ne se forme que peu ou point de nodosités sur les légumineuses.*

Les nitrates, ainsi que l'ont démontré MM. Loew (1) et Otto (2) sont utilisés dans les feuilles principalement et dans tous les orga-

(1) Comptes-rendus dans les *Annales agronomiques*, t. XVI.

(2) *Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch.*, t. VIII.

nes en voie de développement. Ils se combinent aux produits résultant de l'assimilation chlorophyllienne pour former des corps quaternaires. En nous appuyant sur ces observations, nous pouvons affirmer que, si la plante trouve dans le sol assez de nitrates pour absorber les hydrates de carbone élaborés par les organes verts, la sève descendante n'en renfermera que très peu et, par suite, les poils absorbants n'en perdront pas par diffusion ; les microbes du sol ne seront pas attirés et il ne se formera pas de nodosités. C'est le cas des terres riches. Les rares tubercules qui peuvent se développer restent chétifs parce qu'ils sont dépourvus d'aliments hydrocarbonés. Au contraire, si le sol renferme peu de nitrates, les hydrates de carbone circulent dans toutes les parties de la plante parce qu'ils sont en excès sur les aliments azotés ; ils parviennent ainsi vers les extrêmités végétatives des racines et de là se répandent dans la terre. Les bacilles des légumineuses, attirés par la présence de cet aliment, envahissent les régions pilifères, parce que c'est dans l'intérieur même des cellules que les liquides sont le plus riche en hydrates de carbone.

Comme l'émission de matières sucrées par les racines n'est pas spéciale aux légumineuses, l'on se demandera peut-être pourquoi il n'y a pas symbiose avec d'autres plantes. La réponse à cette objection est facile, si l'on remarque que le caractère spécifique des légumineuses ne réside pas dans cette propriété de diffuser des hydrates de carbone, mais bien dans la faculté d'utiliser directement les composés quaternaires fabriqués par les microbes aux dépens de l'azote libre.

5. *Rapport qui doit exister entre la quantité de sucre et la quantité de matière azotée fournie aux microbes pour obtenir un bon rendement d'azote fixe.*

Le rapport qui existe entre l'azote combiné et le sucre fournis aux microbes, influe sur le résultat final. Celui qui a toujours donné à M. Mazé le meilleur rendement, est 1/200 ; en adoptant cette proportion, il a pu plus que doubler la richesse en azote des milieux de culture. Le rapport de l'azote fixé au sucre consommé est sensiblement supérieur à 1/100. C'est à peu près le rapport qui existe entre l'azote total et le saccharose dans une betterave à sucre. De cette comparaison, M. Mazé a été autorisé à conclure que la fixation de l'azote libre dans ses cultures a été à peu près aussi active que dans les nodosités.

6. *Morphologie du microbe : toutes ses formes naturelles peuvent être obtenues en faisant varier les milieux de culture ; le prétendu mycélium n'est qu'une matière glaireuse amorphe.*

Les formes libres du sol, attirées sur les racines des légumineuses par l'intermédiaire des matières sucrées diffusées dans la région des poils absorbants, pénètrent dans les tissus à l'état de coccobacilles et provoquent la formation d'un méristème qui donne naissance aux tubercules.

Tant que les vaisseaux ne sont pas formés, ces coccobacilles restent englobés dans une matière glaireuse qui simule l'aspect d'un mycélium. Plus tard, lorsque la sève circule dans les tubercules, la mucosité est emportée dans toutes les régions de la plante ; les bacil-

les sont alors exposés à l'action permanente des acides dissous dans le suc végétal ; ils réagissent contre cette influence en formant des ramifications. Le pseudo-mycélium ne constitue pas un organisme vivant, une forme de transition du microbe des nodosités. On ne peut retrouver ces tubes muqueux ni dans la pulpe des nodosités broyées sur une lame de verre, ni dans les coupes colorées par les couleurs d'aniline.

Lorsque la plante arrive au terme de son évolution, les nodosités privées de sève et d'aliments se vident en partie ; elles ne renferment plus que des formes simples qui ne sont pas des formes banales du sol, mais bien des microbes issus du bacille typique, possédant des propriétés nouvelles (par exemple, celle de détruire la matière azotée au lieu de la créer) et capables de vivre en liberté dans le sol.

Toutes les formes si variées qui se rencontrent dans la nature (formes en poire, en trèfle, ramifiées, etc.), peuvent s'obtenir dans les milieux artificiels en faisant agir convenablement l'action des acides et de la chaleur ; les milieux peptonisés produisent les mêmes résultats. On les obtient encore en exagérant la richesse en sucre ou en composés minéraux alimentaires.

Les bacilles récemment isolés des nodosités conservent la propriété de produire de nouveaux tubercules par inoculation ; les formes différenciées dans le sens de la vie saprophyte la perdent peu à peu ; mais le travail qu'une seule de ces formes est incapable de produire, deux formes associées peuvent l'accomplir ; cette influence de l'association est tout à fait nette, aussi bien dans la production des nodosités sur les racines que dans la fixation de l'azote libre dans les cultures.

C'est évidemment grâce à cette propriété que les formes saprophytes du sol parviennent à se fixer sur les racines et à former des tubercules.

7. *Formes rencontrées dans le sol.*

Les formes indépendante des microbes des nodosités représentent un stade dissocié d'un végétal qui possède, en outre, deux formes sporogènes : l'une, la bactérie *a*, donne des spores endogènes, l'autre est un *oospora* et donne des articles se séparant les uns des autres. Ces deux derniers stades se rencontrent de préférence à la surface du sol ; la bactérie *a* est très répandue en hiver, la forme *oospora* se rencontre surtout à la fin de l'été.

8. *Adaptation du microbe des nodosités aux plantes calcicoles, d'une part, et aux plantes silicicoles, de l'autre*

En thèse générale, il est facile d'inoculer la bactérie des nodosités d'une plante silicicole, telle que le genêt ou l'ajonc, à une autre plante silicicole, telle que le lupin. Les nodosités qui apparaissent démontrent que l'inoculation a réussi.

Il en est de même si l'on inocule la bactérie des nodosités d'une plante calcicole, telle que le pois, à une autre plante calcicole, telle que la luzerne.

Au contraire, si l'on essaie d'inoculer la bactérie d'une plante calcicole, telle que le pois, à une plante silicicole telle que le lupin, il n'apparaît pas de nodosités.

Mais étant donnée l'extrême plasticité des bactéries, M. Mazé a pensé qu'il serait possible d'adapter des bactéries prises sur des *plantes calcicoles* et, par une série de culture en milieux d'abord très légèrement acides, puis de plus en plus acides, de les habituer à végéter sur des *plantes silicicoles*. Si la réaction du sol est la raison essentielle de l'existence de deux grands groupes physiologiques dans les bactéries des Légumineuses, il suffira d'isoler un microbe d'une plante calcicole et de l'habituer à vivre sur milieux acides pour le rendre capable de pénétrer dans les racines du lupin et d'y provoquer la formation de nodosités... C'est ainsi que M. Mazé a cultivé une bactérie prise sur la luzerne (plante calcicole) pendant huit mois sur des milieux d'acidité croissante, et qu'avec cette bactérie ainsi adaptée aux milieux acides est parvenu à déterminer des nodosités sur le lupin (plante silicicole).

Voici l'explication que donne M. Mazé.

« Comment interpréterons-nous maintenant l'influence de l'acidité sur la pénétration des microbes dans les racines ?

J'ai déjà montré, précédemment, que l'infection se fait par la région des poils absorbants. C'est aussi par là, on le sait, que se fait l'absorption de l'eau du sol et des sels qu'elle tient en dissolution. Si le terrain est calcaire, la réaction acide des sécrétions des racines se trouve neutralisée jusqu'à une certaine profondeur dans les tissus : les bactéries, très sensibles à l'action des acides, profitent de cette neutralisation pour envahir le tissu cortical, attirées qu'elles sont par les sucres diffusés en cet endroit ; mais ces mêmes microbes sont incapables de pénétrer dans les racines lorsque la sécrétion acide du suc extravasé n'est pas neutralisée par les bases libres ou faiblement retenues par l'acide carbonique, comme cela se passe dans les terrains acides ; il faut alors des formes spécialement adaptées aux sols de cette nature ; elles s'y rencontrent tout naturellement. Ainsi s'explique la classification logique et naturelle des bactéries des Légumineuses en deux grands groupes : celles des terrains calcaires et celles des terrains acides. »

9. *Moyens de favoriser le développement du microbe des nodosités.*

Les expériences de M. Mazé éclairent d'un jour nouveau la théorie de M. Nobbe ; d'après ce dernier, chaque Légumineuse aurait un microbe tellement spécialisé qu'il ne produirait pas de nodosités sur les autres Légumineuses. C'est pour ce motif que M. Nobbe prépare des cultures pures avec toutes les races microbiennes retirées des plantes culturales, et ce sont ces cultures pures qu'il livre au commerce sous le nom de : *nitragine*.

Nous venons de voir qu'au contraire, d'après les recherches de M. Mazé, il n'existe qu'une seule espèce de microbe, comprenant deux races, l'une adaptée aux sols calcaires et l'autre aux sols siliceux.

Quant à l'*alinite*, c'est aussi une préparation de culture microbienne pure, M Caron en est l'inventeur ; il a remarqué, en faisant une étude comparée de la flore microbienne de différents sols, que les terrains fertiles, en particulier les luzernières et toutes les terres cultivées en légumineuses en général, renferment en abondance un bacille qui joue un rôle particulier dans la dégradation des matières azotées ; il les tranforme rapidement en produits assimilables

pour les plantes supérieures (composés amidés) ; il réduit les nitrates ; dans les milieux riches en sucre, il fixe l'azote. Les terres inoculées avec ce bacille et cultivées en avoine donneraient sur les témoins un excédent de rendement de 40 p. 100. M. Caron a fait des cultures pures avec ce bacille et les a introduites dans le commerce sous le nom d'*anilite*.

M. Mazé pense qu'en général ces bacilles (bacilles des nodosités et bacille de l'anilite) existent dans presque tous les sols et que ce qu'il faut surtout chercher, c'est à favoriser leur développement par des fumures, des amendements, des drainages, des irrigations, opérations qui permettent seules (d'après M. Mazé) de transformer radicalement les fermentations qui se produisent dans le sol sous l'action des bactéries.

Oscar Lœw. — **Catalase, a new enzyme of general occurrence with special reference to the tabacco plant.** Washington, 1901, broch. in-16 de 47 pages. (*U. S. Department of d'Agriculture.* Report, n° 68.) **La catalase, nouvelle enzyme universellement répandue.** (Etude se rapportant plus spécialement à la plante du Tabac).

Par M. Henri Schmidt
Pharmacien de première classe.

Le pouvoir que possèdent la plupart des tissus vivants de décomposer l'eau oxygénée en dégageant de l'oxygène, a été le sujet de nombreuses et de minutieuses recherches. Schönbein l'observa le premier et l'attribua aux différents ferments solubles ; Flügge, Epstein, Babcok et Russel furent du même avis. Bergengrün, remarquant que la plasmase ne possédait pas ce pouvoir catalytique, en fit une propriété du seul protoplasma vivant. Jacobson observa que ce pouvoir peut être détruit par une élévation de température et par l'addition de solutions diluées d'acides et de différents poisons, n'influant en rien sur l'activité des enzymes. D'après W. Spitzer, une seule enzyme, la peroxydase, serait capable de décomposer l'eau oxygénée. En 1899, Lépinois remarqua qu'il n'y a pas toujours un rapport étroit entre la quantité d'oxygène dégagé et l'action exercée simultanément sur la résine de gaïac et le gaïacol.

M. Oscar Lœw a eu la bonne fortune, au cours de ses recherches sur la fermentation du tabac, de rencontrer un échantillon de feuilles de Tabac qui donnait un dégagement énergique d'oxygène après addition d'eau oxygénée, sans produire de coloration bleue en présence du gayac. De plus, il lui fut impossible de mettre en évidence dans ce même échantillon, aucune des enzymes connues : diatase, ferment protéolytique, émulsine, oxydase, peroxydase. Il ne put donc attribuer ce pouvoir catalytique à aucune de ces diatases et conclut à la présence d'une nouvelle enzyme, qu'il nomma la *Catalase*.

La catalase peut exister sous deux formes, l'une insoluble et l'autre soluble, qu'il appelle respectivement α et β. La catalase α

paraît être une combinaison de catalase soluble avec un nucléo-protéide, tandis que la forme soluble est une albumose qui peut être mise en liberté par l'action de solutions alcalines étendues sur la catalase α. Cette transformation s'opère aussi spontanément au cours de la fermentation des feuilles de Tabac, ce qui permet de croire que la catalase α n'est qu'un zymogène de la catalase β.

On prépare la catalase soluble en faisant, à la température ordinaire, avec de l'eau chloroformée, un extrait concentré de feuilles de Tabac, que l'on sature de sulfate d'ammoniaque, et en séchant le précipité. Pour purifier la catalase brute ainsi obtenue, on redissout ce précipité, on le décolore par le noir animal, on enlève par dialyse le sulfate d'ammoniaque et on précipite par l'alcool. La catalase conserve mieux sont activité, quand le précipité, encore humide, est dissout dans la glycérine.

Les deux sortes de catalase sont plus résistantes que les oxydases ordinaires ; ainsi des feuilles de *Solanum* conservées à l'état sec dans un herbier, depuis plus de trente ans, possédaient encore le pouvoir de dissocier l'eau oxygéné. En solution aqueuse, la catalase β perd quelquefois assez lentement sa propriété catalytique, soit par auto-oxydation, soit par changement dans son édifice moléculaire. Chauffée à 71-72°, ses solutions aqueuses deviennent inactives, mais le degré de température nécessaire à cette destruction dépend de la durée de l'action de la chaleur. A l'état sec, la catalase est beaucoup plus résistante.

L'action de la catalase soluble est de beaucoup augmentée par l'agitation du mélange.

Les sels minéraux peuvent agir sur l'enzyme elle-même, en altérant sa nature chimique, ou simplement sur son activité, qu'ils retardent ou paralysent. Les sels acides ou alcalins paraissent altérer l'enzyme, ce que ne font pas les sels neutres. Les nitrates exercent sur la catalase β une action déprimante tout à fait remarquable, mais ne paraissent pas en modifier la nature chimique. Les sels de potasse retardent aussi l'action catalytique et les nitrates alcalins sont les sels qui paralysent le plus ce pouvoir. Le chlorure mercurique et, en général, les sels des métaux lourds altèrent la catalase. Les acides très dilués retardent son action, tandis que les solutions alcalines très diluées l'activent; un excès de l'un ou de l'autre la détruit.

L'alcool absolu n'altère pas la catalase à la température ordinaire en trente heures de contact ; à l'ébullition, il ne la détruit pas instantanément. L'action catalytique n'est pas influencée par la présence de petites quantités d'alcool, mais de plus grandes quantités la retardent.

Ni le chloroforme, ni l'éther ne paraissent avoir une grande influence sur la catalase. Le phénol ne la détruit pas, mais retarde un peu son action.

L'auteur a été amené par ses recherches sur la nature de l'activité de l'enzyme à supposer l'existence de groupements atomiques instables qui seraient capables de transformer l'énergie calorique en énergie chimique, et aussi d'être très rapidement transformés eux-mêmes par une migration atomique, sous l'influence d'une température élevée ou de certains corps (acides, etc.). Il exprime l'opinion que peut-être l'instabilité, comme aussi l'activité de l'enzyme, est

dûe à la présence simultanée de groupements amidés et aldéhydiques. La présence de groupements amidés labiles est rendue probable par la destruction qu'exercent le formaldéhyde et l'acide nitreux sur le pouvoir catalytique de l'enzyme.

Quant à la présence de groupements aldéhydiques ou cétoniques, l'auteur n'a pu obtenir de réactions convaincantes. Tandis que la catalase β est complètement détruite par l'acide prussique, la catalase α insoluble présente une résistance considérable. La catalase α perd complètement son pouvoir catalytique, sous l'influence de l'hydroxylamine, et la catalase β le voit seulement diminuer. L'activité de la catalase n'est pas complètement détruite par le phényl hydrazine, ce qui serait certainement arrivé, si elle renfermait des groupements aldéhydiques ou cétoniques ; les réactions précédentes permettent cependant d'émettre l'hypothèse de l'existence de ces groupements aldéhydiques sous une forme polymère qui serait moins facilement décelable par les réactifs.

La catalase se rencontre dans tout le règne végétal, et aucune des plantes vivantes examinées par M. Lœw n'en fut trouvée exempte ; mais tandis que les feuilles de différentes familles contiennent plutôt de la catalase insoluble, les graines renferment plutôt de la catalase soluble. La chair des fruits acides est pauvre en catalase ; leurs graines, au contraire, en renferment beaucoup. Pendant la germination des graines, la catalase augmente ordinairement.

L'auteur trouva de la catalase chez les Fougères, les Mousses et les Hépatiques, les Algues.

Chez les Champignons, la catalase est relativement très abondante. Les spores de *Penicillium glaucum* sont très riches en catalase (α et β) ; *Pleurotus sapindus* est plus riche en β qu'en α. Les conidies d'une espèce d'*Uredo*, de la Levure fraîche de brasserie, ont aussi un grand pouvoir catalytique.

Plusieurs Bactéries, le *Bacillus pyocyanus* par exemple, produisent aussi de la catalase, mais en quantité plus ou moins grande, suivant les conditions de nutrition.

Dans le règne animal, la catalase se rencontre aussi partout. Les extraits aqueux de rate, de pancréas, de foie, de reins, de cerveaux, de muscles ont un pouvoir catalytique que l'on ne trouve pas dans certaines sécrétions : urine, lait... Des Infusoires, des Insectes, des Vers, des Mollusques donnèrent aussi des résultats positifs.

La catalase est-elle une enzyme oxydante ? Le simple fait de décomposer énergiquement l'eau oxygénée ne permet pas de la considérer comme telle, quoique l'on retrouve chez le noir de platine ce pouvoir catalytique, à côté de celui de réaliser des oxydations. Mais la mousse de platine possède la réaction caractéristique des oxydases ordinaires et donne, en l'absence d'eau oxygénée, une coloration bleue avec le gayac ; ce que ne fait pas la catalase. Il n'en faut pourtant pas conclure qu'elle ne puisse produire aucune oxydation. L'action des enzymes oxydantes est tout à fait spécifique ; elles n'agissent que sur certains groupes de substances, d'un caractère chimique particulier, ou sur certains composés chez lesquels non seulement un certain degré d'instabilité, mais encore la structure chimique, coïncident dans une certaine mesure avec celle de

l'enzyme. Si la catalase ne présente pas la réaction de l'indophénol, si elle est incapable de transformer l'eugénol en vanilline, et l'alcool éthylique en aldédhyde ou en acide acétique, elle arrive pourtant à oxyder l'hydroquinone, en produisant, en un temps relativement court, une odeur nette de quinone. De plus elle décompose, avec dégagement d'acide carbonique, certaines matières organiques telles que : malate de soude, tartarte de soude, citrate de soude, tyrosine, sulfate de nicotine, savon et glucose.

La présence de la catalase chez tous les êtres du monde organisé ne peut être accidentelle et doit avoir un sens. Puisque cette destruction de l'eau oxygénée est la propriété la plus caractéristique de cette enzyme, peut-elle avoir de l'importance au point de vue physiologique ? Se produit-il de l'eau oxygénée dans la cellule vivante, et, si oui, la destruction de ce composé procure-t-elle quelque avantage à la cellule ?

On ne peut nier la possibilité de la production d'eau oxygénée dans les cellules vivantes pendant l'oxydation énergique qui représente le processus respiratoire ; elle est même trés probable. Des recherches récentes (de M. Boulanger sur la phénylhydroxylamine) ont établi que dans un composé organique les atomes labiles d'hydrogène peuvent former de l'eau oxygénée au conctact de l'oxygène libre. Or, l'eau oxygénée ne peut être utilisée comme agent oxydant par la cellule vivante, puisqu'elle oxyderait les groupements atomiques actifs des protéides du protoplasma, au lieu d'oxyder les corps thermogènes accumulés dans la cellule pour être comburés ; le résultat en serait une altération, puis la mort. L'accumulation d'eau oxygénée dans la cellule ne peut donc qu'être nuisible, et le rôle protecteur de la catalase est facile à comprendre : elle détruit chaque trace de ce produit vénéneux sitôt qu'il est formé, et l'oxygène, mis en liberté par cette destruction, peut encore être utilisé pour continuer le processus de la respiration. On peut aussi se demander quel est le rôle de la catalase dans la cellule de Levure qui fermente, et dans le Microbe anaérobie, puisqu'il n'y a pas chez eux de processus normal de respiration, et qu'il n'y a pas d'occasion de formation d'eau oxygénée par autoxydation. L'auteur a été amené à attribuer à la catalase la propriété de détruire les afinités chimiques de certains composés pour permettre au protoplasma de les disloquer plus facilement, ou de les rendre plus facilement oxydables quand l'oxygène peut avoir accès.

Explication de la planche CCXXVI, fig. 1 à 6.

Dans notre article : Grimbert. *La prophylaxie du paludisme* (*Revue mycologique*, année 1901, p. 107), nous avons relaté que parmi les moustiques il en existe qui sont inoffensifs au point de vue de la propagation du paludisme (ils appartiennent au genre *Culex*) et d'autres, au contraire, qui servent d'hôte à l'hématozoaire et en sont les propagateurs (ils appartiennent au genre *Anopheles*). Nous avons donné les caractères distinctifs de ces deux genres.

Au lieu de figurer ces deux genres de moustiques dans la planche CCXXIII, fig. 1 à 6 (comme le porte le texte, à cette p. 107) nous les représentons dans la planche CCXXVI, fig. 1 à 6.

Fig. 1. — Tête de femelle de *Culex* : au milieu *trompe*, deux *palpes très courtes* de chaque côté.
Fig. 2. — Tête de femelle d'*Anopheles* : au milieu *trompe* et de chaque côté *deux palpes presque aussi longues que la trompe.*
Fig. 3. — Tête de mâle de *Culex* : antennes larges et plumeuses.
Fig. 4. — Tête de mâle d'*Anopheles* : antennes larges et plumeuses.
Fig. 5. — Position, relativement à la surface de l'eau, de la larve d'*Anopheles.*
Fig. 6. — Position, relativement à la surface de l'eau, de la larve de *Culex.*

Rectifications systématiques, rédigées en ordre alphabétique

Par M. le Dr C.-A.-J.-A. Oudemans
Professeur en retraite à Arnhem (Pays-Bas)

Dès les premières lignes, je tiens à déclarer qu'en publiant les pages suivantes, je n'ai obéi qu'à une préoccupation purement scientifique, que je n'ai jamais eu la pensée de m'attaquer à aucune personnalité et que j'ai, au contraire, en haute estime toutes les personnes dont les écrits m'ont fourni les matériaux de la présente note.

1. Aecidium Isatidis.

Une description détaillée de cette Urédinée, — comme espèce nouvelle, — a été publiée par M. Paul Hariot dans le *Journal de Botanique*, 1896, p. 300, d'où elle a été copiée pour le *Sylloge* XIV, 370, par MM. Saccardo et Sydow.

Ces botanistes pourtant ne semblent pas avoir eu connaissance d'une note de feu le professeur Unger, au bas de la page 216 de ses : « *Die Exantheme der Pflanzen*, Wien 1833 », conçue dans ces termes : « Aecidium Isatidis Re *Appendix ad floram Pedemontanam*, p. 56 » et à plus forte raison de la brochure dont il s'agit. Celle-ci, faisant partie de la bibliothèque de l'Université de Leide, nous fut envoyée à notre demande, puis consultée. A la page 56, on y trouve les lignes suivantes : « Aecidium Isatidis N, *peridiis in annulum circularem plerumque dispositis flavo-aurantiacis ore integro, pulvere concolore. In foliis* Isatidis tinctoriae *a me lectis supra montem Musinè* ».

Il nous semble que l'identité des deux *Aecidia* n'est pas douteuse, quoique Re parle de « *peridiis integris* », et M. Hariot, par contre, de « *peridiis margine laceratis* », parce qu'il est plus que probable que le premier les a observés à l'état révolu, dont parle M. Hariot.

La brochure de Re, qui ne compte que 62 pages, a pour titre : « *Ad Floram Pedemontanam Appendix Doctoris Joannis Fran-*

cisci Re, etc. Tamine ex typographia regia ». L'année de publication ne se trouve nulle part annoncée, mais a été précisée par Pritzel dans son *Thesaurus Litteraturae Botanicae*, 2e éd., à l'année 1821.

Dorénavant il faudra donc écrire : Aecidium Isatidis Re.

2. Aecidium pseudo-columnare J. Kühn.

Dans le Sylloge de M. Saccardo VII (Ustilaginées et Urédinées), rédigé par M. J.-B. de Toni, il s'est glissé, à la page 826, et sous le numéro 237 (Aecidium pseudo-columnare), un malentendu bizarre que nous avons tâché de démêler, et, à ce qu'il nous semble, d'une manière satisfaisante.

Le passage en question porte : « *Habitat in acubus ligni Brasiliensis « Blauen » prope Badenweiler in Silva nigra* », et forme la phrase finale d'une description conçue par M. J. Kühn et publiée tant dans les *Fungi Europaei* de Rabenhorst, liv. XXXI, n° 3027, que dans l'*Hedwigia* XXIII (1884) p. 168.

Or, à ces deux endroits, il n'est question ni d'une sorte de bois ou d'arbre, ni du Brésil, comme le prouvent les lignes suivantes, correspondantes à la phrase incompréhensible de M. de Toni : « *In den Monaten August und September, am Fusse bis fast zum Gipfel des « Blauen » bei Badenweiler im Schwarzwald von mir gesammelt* » (1).

En face de cette discrépance, nous hasardons la conjecture que M. de Toni, par méprise, s'est figuré que le mot « *Brasilia* », commençant la troisième ligne au-dessus du nom de notre champignon dans *Hedwigia* XXIII, 168, se rapportait à celui-ci, tandis qu'il fait partie de la diagnose de l'Aecidium Cissi, précédant celle de l'Aecidium pseudo-columnare, et, en outre, que le mycologue italien a pris le mot « *Blauen* » pour un arbre, tandis qu'il s'applique à une montagne au pied de laquelle la commune Badenweiler est bâtie.

3. Alternaria lanuginosa.

Mention a été faite de cette Dématiée dans Sacc. Syll. IV, p. 546, et cela en ces termes : Alternaria lanuginosa (Harz) Sacc. Mystrosporium lanuginosum Harz Hyph. p. 43, tab. IV, f. 3 ».

Pourtant, en consultant la page 44 (non pas 43) de la brochure de Harz (*Einige Hyphomyceten Berlin's und Wien's, nebst Beiträgen zur Systematik derselben von Dr. C.-O. Harz, Assistenten d. Bot. a-d. Wiener Universität, mit 5 Tafeln. Moskau in der Buchdruckerei der kaiserlichen Universität an Stretsnor Boule-*

(1) Récolté par moi, aux mois d'août et de septembre, depuis le pied jusque presque au sommet du *Blauen* près de Badenweiler, dans la Forêt Noire.

vard. — Annoncé dans *Hedwigia* XI (1872), p. 122 et 129), au lieu de MYSTROSPORIUM LANUGINOSUM, on lit MYST. HISPIDUM.

Il n'est pas douteux que les deux auteurs se sont occupés du même champignon, parce qu'ils se réfèrent tous les deux à la même fig. 3 de la table IV de la brochure. Ceci admis, il en découle que l'ALTERNARIA LANUGINOSA devra changer de nom, pour recevoir celui d'ALTERNARIA HISPIDA (Harz) Sacc.

4. ASTEROMA ULMI Klotzsch.

Dans le Sylloge III, 209, M. Saccardo, en introduisant l'ASTEROMA ULMI chez ses lecteurs, s'est exprimé en ces termes : « ASTEROMA ULMI Klotzsch, Cooke Handb., n° 1369 ». Or, cette citation ne nous semble pas tout à fait exacte, car à l'endroit indiqué on trouve : « ASTEROMA ULMI Klotzsch Hook *Herb. Eng.*, Fl. V, 289. » Il nous semble que, par droit de priorité, cette dernière expression aurait dû être choisie au lieu de la présente.

L'ASTEROMA ULMI Grev. *Fl. Edinensis*, p. 368, datant de 1824, c'est-à-dire de douze ans plus tôt que l'ASTEROMA ULMI Klotzsch, sans doute, mériterait la préférence, s'il n'avait pas été démontré que l'ASTEROMA ULMI Grev., n'a rien de commun avec la plante de Klotzsch, d'autant qu'il ressortit du genre *Piggotia*. (Sacc. Syll. III, 209, sous le n° 48).

5. CHRYSOMYXA RHODODENDRI.

Il ne me semble pas correct d'employer, pour les champignons hétéroïques, un terme qui puisse faire naître l'idée fausse que la plante téleutosporifère pourrait, elle aussi, produire la forme AECIDIUM du même cycle biologique. On trouve un exemple d'une telle interprétation sous le chef « *Larix europaea* » dans Sacc. Syll. XIII, rédigé par M. Sydow, à la page 34.

Là ce n'est pas seulement le CAEOMA LARICIS (West.) Karst., mais en outre le CHRYSOMYXA RHODODENDRI Wint., (propre au genre *Rhododendron*), qui figurent en qualité d'espèces, propres à la Conifère citée.

6. CORYNEUM MACROSPERMUM B. Br.

Tandis que les auteurs anglais : Berkeley et Broome (*Ann. Nat. Hist.* 3, VII, 381), puis Cooke (*Brit. Fungi*, 470), font mention du bois de l'Orme (*Elm.=Ulmus*), comme support du champignon cité, M. Saccardo, au contraire, le déclare pour le bois de l'Aulne (*Alnus*), Syll. III, 776.

Il nous semble qu'il s'est glissé une erreur dans le texte du savant mycologue italien, puisqu'il se réfère au texte anglais, sans faire allusion à d'autres trouvailles effectuées soit en Italie, soit à l'étranger.

7. Cytodiplospora Oud.

Dans le tome XII, p. 162 du Syll. de M. Saccardo, le genre Cytodiplospora Oud. a été enregistré parmi les Phaeophragmiées, tandis qu'il appartient aux Hyalodidymées.

8. Dasyscypha calicioides.

A la page 1143 du tome VIII du Sylloge, M. Saccardo propose de supprimer l'expression Dasyscypha calicioides (Rehm), Sacc., et de la remplacer par le terme Dasyscypha caliciformis. Mais ce changement ne semble pas praticable, puisqu'il existe depuis longtemps un autre Discomycète homonyme. (Rehm dans Winter Kr. Pl. III, 834). Il vaudrait donc peut-être mieux suivre l'exemple de M. Rehm lui-même, et distinguer les deux espèces par les noms : Dasyscypha caliciformis (Willd.) Rehm, Wint. Kr. Pl. III, 884, et Lachnum calicioides Rehm (*Ibid.* p. 909).

9. Dothiorella Robiniae Allescher.

Dans les « *Berichte der bayerischen botanischen Gesellschaft*, V (1897), p. 23 », M. Allescher propose la fusion des Phoma Robiniae Sacc. et Sphaerocysta Robiniae Preuss, et l'application à l'espèce qui en résulterait du nom de Dothiorella Robiniae.

Malheureusement ce projet ne peut être réalisé ; car depuis longtemps ce nom a été appliqué à une autre Sphéropsidée, venant sur le même support, par MM. Prillieux et Delacroix (*Soc. Mycol. de Fr.*, VI, 137). Il s'en suit que l'expression nouvellement proposée — dans le cas où les deux champignons nommés ne seraient pas identiques, — pourrait être changée en Dothiorella Allescheri.

10. Endophyllum Euphorbiae Plowr.

Dans les « *British Uredineae et Ustilagineae* » de M. Plowright (1889), l'auteur traite, à la page 228, de l'Endophyllum Euphorbiae (D. C.), sans s'être aperçu que cette expression pèche contre les lois de nomenclature botanique, en tant que feu de Candolle, dans le tome II de sa Flore Française, p. 241, ne s'est pas servi de l'expression Aecidium Euphorbiae, mais bien de celle Aecidium Euphorbiae Sylvaticae. — Ajoutons que le nom d'Endophyllum euphorbiae sylvaticae, un des synonymes allégués par M. Plowright, n'a pas été créé d'abord par Léveillé, mais bien par Winter (Krypt. Fl., I, 251) ; enfin que l'Aecidium Euphorbiae P., figurant comme troisième synonyme de l'Endophyllum Euphorbiae, ne lui est nullement parente et présente un type tout à fait particulier.

Il faudrait donc, en cas de réimpression, que le nom principal et le seul synonyme qui lui reste, après l'écartement des deux autres, subissent quelque changement, par exemple de la manière suivante :

Endophyllum Euphorbiae sylvaticae (D. C.) Wint., Kr. Fl, I, 257.

Synonyme : Aecidium Euphorbiae sylvaticae D. C., Fl. Fr., II, 241.

11. Geoglossum viscosum.

M. Rehm, tout en reconnaissant que le Geoglossum viscosum lui est resté inconnu, déclare néanmoins (*Wint. Kr. Fl.*, III, 1154) que la fig. 7 de la table V des *Observationes Mycologiae* I de Persoon peut servir comme illustration de l'espèce citée, et cela nonobstant Persoon lui-même (p. 40 de son travail), qui assure que cette figure se rapporte au Geogl. olivaceum. En face d'une telle inconséquence, on pourrait se trouver incliné à croire que les Geogl. viscosum et olivaceum sont synonymes, si cette opinion n'était contredite dans le *Synopsis methodica Fungorum* du même auteur, datant de 1801, c'est-à-dire cinq années après l'apparition des *Observ. myc.* I, où les Geogl. viscosum et olivaceum ont été introduits l'un après l'autre à deux pages différentes (609 et 610), et où la figure 7 de la table V se trouve de nouveau mise en relation avec la seconde des espèces citées.

Il est donc bien certain que la phrase entre parenthèse, à la page 1154 de *Winter Kr. Fl.* III, à la suite du n° 5070, y est déplacée, tandis qu'elle se trouve de droit à la page 1153, comme synonyme du Microglossum olivaceum.

12. Geopyxis Craterium.

Dans le *Krypt. Flora* de Winter, vol. III (rédigé par M. Rehm), p. 974, l'auteur fait mention du Geopyxis Craterium (Schwein.) Rehm, flanqué d'une série respectable de 10 synonymes. Parmi ceux-ci l'on rencontre le *Craterium microcrater*, attribué, pour ce qui concerne le nom, à Nees (*Syst. Pilze*, tabl. XX, fig. 1-4), tirade à laquelle M. Rehm ajoute : « Sec. Haszl. (*Verh. Zool. bot. Ges.* 1887, p. 167) », sans doute après s'être persuadé que Haszlinsky s'était mépris en relatant la source où il avait puisé.

Et, en vérité, dans le livre in-4° de C.-G. Ness von Esenbeck, connu de tout le monde sous le titre de *Das System der Pilze und Schwämme*, Würzburg, 1816, et très estimé à cause de ses 365 figures coloriées, réparties sur un nombre de XLIV tables, la table XX, au lieu de présenter une figure du Craterium microcrater, nous porte 4 espèces différentes d'Agaricinées.

Pourtant, à côté du « *System der Pilze u. Schwämme* » in-4°, de C.-G. Nees von Esenbeck, il existe encore un *System der Pilze* in-8°, rédigé par Th. Friedr. Ludw. Nees von Esenbeck et A. Henry, paru à Bonn, en 1837, chez Henry et Cohen, dédié au prof. Dr C.-G. Nees von Esenbeck (l'auteur du livre in-4°), orné de 12 tables coloriées, et publié avec le but principal de faire connaître les *gen-*

res des Champignons. Il contient 74 pages imprimées et, loin d'être complet, finit avec l'exposition des Angiogastres, c'est-à-dire des Lycoperdacées et Tubéracées.

Cette interruption d'une tâche non encore achevée ne doit cependant pas surprendre, parce que l'opuscule avait été annoncé comme une « *Erste Abtheilung* », d'où il était permis de conclure, qu'une « *Zweite Abtheilung* » ne se ferait pas longtemps attendre.

L'expérience pourtant est venue nous apprendre que vingt-une années devaient s'écouler avant que la deuxième partie du « *System der Pilze* » vît le jour. Cette partie, contenant les tables 13-30, n'est pas sortie de la plume de MM. Nees von Esenbeck et Henry, mais de celle de M. Th. Bail, en sorte que c'est lui, et non pas un des botanistes du nom de Nees von Esenbeck, qui s'est occupé à publier les figures 1-4, réparties sur une table portant le n° 20 et dont mention a été faite au début de cet article.

Il est donc hors de doute que M. Rehm n'aurait pas dû écrire Craterium microcrater Nees, quoique la question, si la paternité n'appartiendrait pas plutôt à Bail, ne permet non plus une réponse affirmative, tout simplement parce que à la page 92 de la brochure de cet auteur, où la légende de la 20e table a été insérée, on ne rencontre que le seul mot *Microcrater* pour toute explication des figures 1 à 4.

Il semble donc que Haszlinsky doive être regardé comme l'auteur de l'expression Craterium Microcrater, ou, ce qui revient au même, que son nom doit dominer sur ceux de ses prédécesseurs.

13. Gnomonia Padi et Gnomoniella Pruni, var. Padi.

Ces deux synonymes, dont le premier se trouve chez Lambotte, *Flore Mycologique Belge*, II (1880), 255, et le second chez Saccardo, *Syll.* I (1882), 416, doivent subir une légère modification, à cause qu'ils ont été introduits dans la science à la place du Sphaeria padicola Libert, *Plantae Cryptogamicae Arduennae*, 2e Centurie (1832) n° 149, et non de Sphaeria Padi, comme l'écrit M. Lambotte. Dorénavant il faudra donc écrire Gnomonia padicola et Gnomoniella Pruni, var. padicola.

14. Helotium albidum.

Dans la littérature mycologique, le nom Helotium albidum a été appliqué à deux Discomycètes différents, dont l'un, le Helotium albidum Crouan (*Florule du Finistère*, 47), croît à fleur de terre dans les bois, tandis que l'autre, le Helotium albidum (Rob.) Patouillard (*Tab. Fung.* n° 382 et Allescher 15er *Ber. d. bot. Vereins zu Landshut*, 88), vient sur les pétioles pourrissants du *Fraxinus excelsior*. Le Hel. albidum, le plus âgé des deux, doit subsister, tandis que l'homonyme de Patouillard doit être remplacé par un autre nom, soit celui de Hel. Patouillardi.

Dans le cas où l'on préférerait se servir du nom de PHIALEA ALBIDA Gill. Discom. 105 et Sacc. *Syll.* VIII, 254, pour le champignon de Patouillard, un tel changement ne serait pas nécessaire.

15. LEPTOSTROMA POLYGONATUM.

Ce nom de champignon fut introduit dans la science par Lasch, et choisi pour indiquer le n° 382 de Klotzsch, *Herbarium mycologicum* V (1842). Rabenhorst, en copiant Lasch dans sa *Kryptogamen-Flora* (1844) p. 142 (justement comme son prédécesseur) signalait comme support du champignon : « plusieurs espèces du genre *Polygonum* (en allemand *Knöterich*) ».

Dans ces circonstances, on ne peut que s'étonner que M. Saccardo (Syll. III, 644) tout aussi bien que M. Allescher (*Winter Krypt. Flora* VI, 359), tout en se référant aux communications authentiques de Lasch et de Rabenhorst, se taisent sur le support officiel (espèces de *Polygonum*) et en introduisent un autre, soit : « les tiges desséchées des *Convallaria Polygonatum* et *multiflora*, et cela nonobstant que les diagnoses de leurs prédécesseurs soient répétées, presque mot pour mot, sans qu'il apparaisse quelque effort propre à les amplifier.

Il nous semble donc que M. Saccardo, ainsi que M. Allescher se sont trompés quant aux noms des plantes attaquées, et qu'ils n'ont pas eu l'occasion de constater le parasitisme de ce *Leptostroma* sur les *Convallariae*.

Un vrai *Leptostroma* sur les tiges du *Polygonatum officinale* nous a été communiqué par M. J. Rick S. J. à Valkenberg, en juin 1901. Nous l'avons réservé pour notre XVIIIe Contribution à la *Flore Mycologique des Pays-Bas*, qui va bientôt paraître, et où l'on retrouvera la diagnose suivante :

« Périthèces nombreux, en groupes discontinus, polymorphes (orbiculaires, elliptiques, oblongs, linéaires), dimidiés, mesurant 1/6-1/4 mill. en diamètre ou en longueur, d'abord cachés sous un épiderme fort subtile, plus tard exposés et luisants, remplis de sporules bacillaires courtes, hyalines, continues, de 5-9×1 1/6 μ. »

16. LIBERTELLA ALBA.

Selon M. Saccardo, ce nom aurait été institué par M. Lambotte (*Flore mycologique Belge*, 1880, p. 183), tandis que feu Mlle Libert se serait servi de l'expression NAEMASPORA ALBA (*Plantae Cryptogamicae Arduennae*, Livr. IV, n° 364).

Or, c'est justement le contraire qui s'est passé, d'où suit que la tirade publiée dans la *Sylloge* III, 746 : « LIBERTELLA ALBA (Lib.) Lamb. *Fl. Myc. Belg.* III, 103 ; NAEMASPORA ALBA Lib. exs. n° 364, devra être reconstituée ainsi : LIBERTELLA ALBA Libert *Plant. Crypt. Ard.* IV, n° 364 , NAEMASPORA ALBA Lamb. *Fl. Myc. Belge* III, 103 ».

17. Lycoperdon piriforme.

Influencé par l'exemple mal choisi de Fries, M. de Toni, dans Sacc. *Syll.* VII, 117, a identifié la table 189 des « *Icones Fungorum qui in Bavaria et Palatinatu nascuntur* » de Schaeffer avec le vrai L. piriforme, tel qu'on le trouve figuré dans Greville, *Scottish Cryptogamic Flora* VI (1828), t. 304, et, quoique modifié par un port plus enflé, dans Schaeffer, l. c. tab. 185.

En effet, la table 189 de Schaeffer nous présente le L. caelatum (approuvé par Fries *S. M.* III, p. 32). L'erreur commise par le mycologue suédois à la page 39 du même livre se laisse expliquer aisément par la coutume de Schaeffer de ne pas se servir de noms spécifiques, mais d'une courte description, comme c'était coutume avant l'époque de Linné. Or, cette courte description consistait ordinairement en une série d'adjectifs, et puisque, dans notre cas, l'adjectif « *piriformis* », en précédant les autres, semblait choisi pour indiquer un caractère principal, il n'est pas étonnant qu'on l'ait choisi pour en faire un nom spécifique. Ajoutons que le mot « *piriformis* » se répète chez Schaeffer dans sa légende à côté de la table 185.

Pour les auteurs anciens, prédécesseurs de Greville, comme Batsch (*El. Fung.* 1783, p. 147, sous le nº 22), Willdenow (*Flora Berol.* 1787, p. 411), et d'autres encore, comme Rabenhorst, *Kr. Fl.* 1844, p. 298 ; Oudemans *Révision* I, 1892, p. 469, en traitant du *Lyc. piriforme*, renvoient à la table 185 de Schaeffer, mais jamais à la table 189. M. de Toni, en adoptant l'erreur de Fries, s'est donc écarté de la voie commune.

A l'exemple de Vittadini (*Monographia Lycoperdineorum*, 1842, p. 52), on regarde Schaeffer (1800) comme l'auteur du L. piriforme et personne ne contestera ce jugement en regard de la figure (tab. 185), par lui publiée. Ce nom pourtant avait été employé dès 1726 par Rupp, dans sa *Flora Jenensis, Ed. altera* p. 304. Le manque d'une figure et la périphrase trop succincte néanmoins ne permettaient pas d'en faire usage dans la systématique.

18. Melampsora mixta.

Comme auteur de ce nom il faut regarder feu de Thümen, et non pas Schröter, parce que le premier s'en servit dès 1879 (*Hedw.*, XVIII, p. 78), tandis que le dernier n'en fit pas mention avant 1889 (*Krypt. Fl. Schles.* I, 361). En l'un et l'autre cas, l'expression fut employée pour remplacer celle de Caeoma mixta Schlecht. (*Flora Berol.* 1824, p. 124). Il ne faut donc pas écrire, à l'exemple de M. de Toni (Sacc. *Syll.* VII, 589) : Melampsora mixta (Schlecht.) Schröt. *Pilze Schles.*, p. 361, mais Melampsora mixta (Schlecht.) de Thüm. *Hedw.* XVIII (1879), p. 78.

19. Peridermium Conorum.

Dans le *Sylloge* de M. Saccardo, M. J.-B. de Toni, rédacteur du tome VII (*Ustilaginées et Urédinées*) s'étend sur le Peridermium Conorum (p. 836), et finit son article par la phrase suivante : « *Hab. in squamis conorum* Pini Abietis (Abietis pectinatae) *in Germania et Fennia* ».

Or l'éclaircissement contenu entre parenthèse, servant à préciser la signification de l'expression Pini Abietis, n'est pas exacte. Cela apparaît clairement : d'abord en consultant la *Dissertation* de M. Rees, faisant partie des « *Abhandl. d. naturforschenden Gesellschaft zu Halle*, XI, 102 », où il est question des squamules du Pinus Picea Duroi, synonyme selon Garcke, *Flora von Deutschland*, 1885, p. 486, de l'Abies excelsa, et non de l'Abies pectinata ; puis, en second lieu, le n° 1879 des « *Fungi Europaei* » de Rabenhorst, échantillons offerts par M. Rees lui-même, et pourvus de l'étiquette suivante : « Aecidium conorum Piceae Rees, *Rostpilze der Coniferen in Abh. der nat. Ges. zu. Halle*, XI, 102. Auf Fichtenzapfen ». — Or, « *Fichte* » signifie Abies excelsa, et non pas Abies pectinata (Garcke, l. c., 486).

Ajoutons que l'auteur de l'Aecidium conorum Abietis » ne s'appelle pas Nees, mais Rees

20. Peronospora Polygoni.

Ce nom fut appliqué pour la première fois dans le « *Journal of Mycology*, V (1889), p. 9 », par Halsted, dans une note intitulée : « *Peronospora and Rainfall* ». L'auteur, en y ajoutant « Thümen » sans nommer la source où il avait puisé, paraît regarder de Thümen comme l'auteur du nom spécifique.

On retrouve la même rédaction chez M. Alfred Fischer, dans *Winter's Kryptogamen Flora*, IV (1892), p. 481, et encore chez Berlese, *Icones Fungorum*, *Phycomycetes*, fasc. I, p. 25, t. XXXI, f. 1 (1898).

Nous ne pouvons qu'exprimer des doutes sérieux sur la justesse des formules présentées par les deux derniers auteurs et soit disant empruntées aux *Exsiccata* de de Thümen, c'est-à-dire aux n°s 742 et 836 de ses « *Fungi austriaci* », et au n° 344 de sa « *Mycologia Universalis* ». En vérité, les étiquettes de ces numéros ne s'accordent pas avec les imprimés qui s'y rapportent, ce dont on peut se convaincre en jetant un coup-d'œil sur les étiquettes suivantes :

Le n° 742 des *Fungi Austriaci* porte : « Peronospora effusa de Bary, var. Aviculariae Thüm » ;

Le n° 836 de la même collection : « Peronospora effusa Grev., var. Polygoni Convolvuli » ;

Enfin, le n° 344 (non 444) de la *Mycotheca Universalis* : « Perono-

SPORA EFFUSA de Bary, A. S. N. 4, XX, n° 16; Oest. Bot. Zeit, 1876, n° 1. *In Polygoni Avicularíae foliis vivis* ».

On voit que l'expression « PERONOSPORA POLYGONI » ne se trouve nulle part, ce qui nous détermine à écrire dorénavant PERONOSPORA POLYGONI Halsted.

M. A. Fischer, en s'exprimant ainsi : « *Ich führe sie* (die *Peronospora* auf *Polygonum* Arten) *deshalb als wohl charakterisirte Species der Rectangulae-Gruppe auf*, etc. », semble créer une innovation, alors qu'Halsted, trois années plus tôt, avait déjà formulé la même opinion.

M. Halsted se décida, sans doute, pour l'expression PERONOSPORA POLYGONI, à l'exemple du n° 836 des *Fungi austr.* (datant de 1872), toutefois après avoir supprimé le mot « *Convolvuli* », parce que lui-même, d'accord avec d'autres mycologues, avait rencontré le même champignon sur les *Polygonum Dumetorum* et *aviculare*.

21. PESTALOZZIA POLYGONI.

Le nom de PESTALOZZIA POLYGONI Ellis et Everhart (*Proc. Acad. Philad.*, 1894, p. 374) et Sacc. (*Syll.*, XI, 578), appliqué à une Mélanconiée parasite sur le POLYGONUM VIRGINIANUM, doit être supprimé et remplacé par un autre, par le motif que Winter en fit l'application dès 1871 (*Hedw.*, X, 162) en faveur d'une Mélanconiée propre au POLYGONUM AVICULARE. Ces deux champignons ne sont pas identiques, en sorte qu'il ne suffirait pas de changer le nom des mycologues américains en celui de Winter. C'est pourquoi nous proposons de supprimer le nom spécifique d'Ellis et d'Everhart et de le remplacer par celui de PESTALOZZIA VIRGINIANA. Les noms des auteurs américains ne nous peuvent servir en ce cas, parce qu'il existe déjà un PESTALOZZIA ELLISII (Sacc. *Syll.*, XIV, 1030) et un PESTALOZZIA EVERHARTI (Sacc. *Syll.*, X, 492).

Le PESTALOZZIA POLYGONI West., quoique datant de 1871, manque dans le vol. XII du *Sylloge* de M. Saccardo.

22. PHOMA AUCUBAE, forma RAMICOLA Oud.

Ce champignon, décrit dans le *Ned. Kruidk. Arch.*, 2e série, V (1895), p. 38, et son synonyme : le PHOMA RAMULICOLA (Oud.) Allescher in Wint., *Kr. Fl.*, VI (1898) p. 180, fautivement appelé « RAMULICOLA » au lieu de « RAMICOLA », doivent céder leur place au PHOMA INSULARIS Cooke et Mass. (Grev., XVI, 1887, p. 6; Sacc. *Syll.*, X (1892), p. 149), qui n'en diffère pas et fut publié huit années plus tôt.

23. PHOMA INCRUSTANS (Nits.) Sacc.

Dans le *Sylloge* de M. Saccardo, III, 119, l'on rencontre l'expression : « PHOMA INCRUSTANS (Nits.) Sacc., » etc., comme si Nitschke

s'était servi d'un autre nom générique pour indiquer le champignon en question. Ce nom pourtant ne semble pas exister. Mais ce qui ne saurait être contesté, c'est que Nitschke, dans ses « *Pyrenomycetes Germanici* » (p. 267), en traitant du DIAPORTHE INCRUSTANS, assure avoir rencontré, en compagnie avec ce Pyrénomycète, des spermogonies surannées, remplies de spermaties. Cette communication, ce nous semble, a déterminé M. Saccardo à créer le nom de PHOMA INCRUSTANS, lequel désormais pourra être écrit sans relever le nom de Nitschke : en premier lieu, parce que celui-ci ne s'en est jamais servi et, en second lieu, parce qu'il ne s'est nulle part expliqué sur les caractères ni des spermogonies ni des spermaties.

24. PHOMA SALICINA.

Dans le *Sylloge* III, p. 97, M. Saccardo a décrit un PHOMA, propre aux rameaux d'une espèce de *Salix*, qu'il identifia, quoique avec quelque réserve, avec le PHOMA SALICINA West. Ce nom, comme tous ceux qui font partie de l'*Appendix* au petit livre in-12 du botaniste Belge, intitulé : « *Les Cryptogames classées d'après leurs stations naturelles*, Gand, 1864 », privé de toute phrase descriptive, ne pouvait que faire échouer tout effort pour instituer une comparaison entre l'espèce de M. Saccardo et l'espèce homonyme de Westendorp.

Néanmoins, cette comparaison aurait pu être effectuée si, au lieu de l'*Appendix*, l'on s'était adressé au *Bull. de l'Ac. royale de Belgique*, II, n° 7 (1857), ou bien à l'extrait de cette session, publié par Westendorp dans sa cinquième Notice sur quelques *Hypoxylées inédites*, où à la page 21 se trouve la diagnose du PHOMA Belge en ces termes : PHOMA SALICINA n. sp. : Périthèces d'un noir mat, membraneux, s'affaissant par la sécheresse, immergés, recouverts par l'épiderme noirci. Ostiole poriforme. Sporidies en tout semblables à celles de l'espèce précédente (PHOMA MALVACEARUM West.), c'est-à-dire ovales, hyalines, de 1/100e de mill. de longueur (ou comme nous écrivons aujourd'hui $10 \times 5\ \mu$) ».

En comparant ces lignes avec celles publiées dans le *Sylloge* III, 97, on s'aperçoit que les deux *Phoma* dont l'un se distingue par des sporules biocellées, $10 \times 5\ \mu$, et l'autre par des sporules non ocellées, $6\text{-}7 \times 2\text{-}0{,}5\ \mu$, ne paraissent pas identiques. En outre, il va sans dire que le PHOMA SALICINA West., comme le plus ancien, doit subsister, tandis que le *Phoma* de M. Saccardo doit recevoir un autre nom, soit celui de PHOMA SACCARDOI.

25. PHYLLOSTICTA RHAMNI West.

Le nom de PHYLLOSTICTA RHAMNI Westendorp (Notice V, 26. Extrait des *Bullet. de l'Acad. r. de Belgique*, 2, II, n° 7, juillet

1857 et *Herbier* n° 958), choisi pour désigner une Sphéropsidée venant sur les feuilles du *Rhamnus Frangula*, fut changé par feu le prof. J. Kickx, dans sa Flore cryptogamique des Flandres I, 418 (A° 1867) en PHYLLOSTICTA FRANGULÆ, à cause de sa ressemblance avec celui de PHYLLOSTICTA RHAMNICOLA Desm., propre aux feuilles du *Rhamnus alpinus*.

Quoique, dans son Sylloge (III, 15), M. Saccardo se soit rallié à l'exemple de Kickx, toutefois nous pensons, conformément aux idées systématiques actuelles, que Kickx n'avait pas le droit d'agir comme il l'a fait, et qu'il est temps que la nomenclature de Westendorp, dont la priorité est incontestable, soit rétablie. Dorénavant on devra donc se servir des expressions : PH. RHAMNI West. pour le champignon du *Rh. Frangula*, et PH. RHAMNICOLA Desm. pour le champignon du *Rh. alpinus*.

26. POLYPORUS à cinq noms différents .

Parmi les espèces de *Polyporus* (dans le sens le plus étendu), il y en a une qui a été désignée par cinq noms différents, souvent incompatibles, de sorte qu'on se demande lequel de ces termes a le plus de droit à être conservé dans la systématique. Ces noms, rangés selon leur ancienneté, sont :

1. CHÆTOPORUS TENUIS Karst. *Hedw.* XXIX (1890), p. 148;

2. PHYSISPORUS TENER Hariot et Karst. *Rev. Myc.*, XII (1890), liv. 47, juillet, p. 128 ;

3. PHYSISPORUS TENUIS, Karst. *Hedw.* XXIX (1890), p. 148;

4. PORIA TENERA (Karst.) Sacc. Syll. IX (1891), p. 190;

5. MUCRONOPORUS (Ellis et Everh.) TENUIS (Karst.), Sacc. *Syll.* XI (1895).

Qu'il nous soit permis d'exposer ici les idées qui nous ont mené à nous déclarer en faveur de la dernière expression : le MUCRONOPORUS TENUIS.

Le nom générique *Mucronoporus*, proposé par MM. Ellis et Everhart dans le « *Journal of mycology*, IV (1889), p. 20 » fut choisi à cause des aspérités mucroniformes qui tapissent l'hyménium des tubes ou pores, et que les auteurs avaient le droit d'utiliser pour fonder un nouveau genre, à l'exemple de feu le mycologue français Léveillé, qui, en 1846, détacha du genre *Stereum* toutes les espèces dont l'hyménium présentait les mêmes inégalités épineuses, pour les réunir sous le titre *Hymenochaete* (Ann. Sc. Nat. 3, V, 150). Seulement, parce que la Polyporée qui nous occupe était restée inconnue aux mycologues américains, il leur manquait l'occasion de parler d'un *Mucronoporus tenuis*. C'est M. Saccardo qui le premier fit usage de cette expression, en combinant avec le nom générique d'Ellis et d'Everhart le nom spécifique de M. Karsten.

Une année plus tard, M. Karsten renouvela la découverte des mycologues américains, mais, n'ayant pas pris connaissance de leur communication dans le *Journal of Mycology*, il fit paraître dans *Hedwigia* XXIX (1890), p. 146, la description de son nouveau genre *Chaetoporus* (superflu dès son introduction dans la science) et de l'espèce Ch. tenuis. Il va sans dire que le nom de M. Karsten n'a plus aujourd'hui qu'une valeur historique, observation qui s'étend sur les nº 2, 3 et 4 de notre liste chronologique, vu que leurs auteurs, ayant négligé l'étude microscopique des tubes, ne pouvaient donner que des renseignements incomplets, comme des observations plus récentes l'ont prouvé.

Ajoutons à tout ceci que l'expression Poria tenera (Sacc. *Syll.* IX, p. 190), attribuée par M. Saccardo à M. Karsten, appartient à l'auteur italien lui-même, ce dont on peut se convaincre en consultant le renvoi à Karsten, *Rev. Mycol.*, 1890, nº 47, juillet, p. 129, où on trouve « Physisporus tener, n. sp. »

Pour finir, il nous importe de relever que, dans les cinq synonymes énumérés au début, les noms spécifiques, au lieu de persister pendant les changements des noms génériques, ont varié en ce sens que les termes *tenuis* (mince) et *tener* (tendre) se sont succédé presque alternativement. Il semble que cela soit arrivé par inadvertance, parce qu'ils sortent de la plume d'une même personne (M. Karsten), mais non sans que celle-ci se soit enfin décidée pour l'expression *tenuis*, ce qui au moins semble découler de sa phrase diagnostique (*Revue Mycol.* XII, 1890, numéro 47, juill. p. 125) où dès le deuxième mot on rencontre l'expression « *pertenuis* » tandis que le terme « *tener* » n'y apparaît nulle part.

Enfin, tout raisonnement à part, le mot « *tenuis* » mériterait toujours la préférence à cause de son droit de priorité.

27. Polyporus imberbis.

Dans sa description du Polyporus imberbis (*Syll.*, VI, 144), M. Saccardo, à l'exemple de Fries (*Epicr.* 2e éd. 543), renvoie ses lecteurs, pour le cas où ils désireraient prendre connaissance du port de l'espèce en question, à la figure 2 de la table 445 des *Champignons de la France*, de Bulliard. Or, dans le premier chiffre, il s'est glissé une erreur, vu que c'est la seule figure 1 qui nous intéresse, comme nous l'apprend au surplus la légende de l'auteur français.

La circonstance que le même chiffre 2 se retrouve dans la diagnose du Polyporus varius (Fr., Ep., II, 535) — Boletus calceolus chez Bulliard — prouve qu'en réalité il y a eu confusion de chiffres.

28. Puccinia Bistortae (Strauss) D. C.

En traitant de ce champignon (Sacc., *Syll.*, VII, 638), MM. A.-

N. Berlèse et J.-B. de Toni se sont servis entre autres du nom d'Uredo Bistortarum D. C., *Fl. Fr.*, VI, 61, pour désigner un stade d'évolution du *Puccinia* en question. Or, ils auraient dû y ajouter : « *α. pustulosa*, parce que De Candolle sous le nom principal comprend trois formes, soit les α. pustulosa, β. marginata et γ. ustilaginea, dont la première seule nous intéresse ici, car la forme β. se rapporte à l'Ustilago marginalis (Lk.) Lév. (Sacc., *Syll.*, VII, 470), et la forme γ au Sphacelotheca Hydropiperis (Schum.) de Bary (Sacc., VII, 499).

29. Puccinia Polygoni Pers. *Disp. meth.*, p. 39 et tab. 3, f. 1, représente sans doute l'Uromyces Polygoni, comme l'ont bien compris les auteurs du *Syll.*, VII, p. 533, n° 3. Ajoutons pourtant à cette réflexion que, dans la figure citée, la cloison est superflue.

30. Puccinia Pruni.

Dans le *Sylloge* VII, p. 648, entre autres synonymes du Puccinia Pruni, on rencontre celui de Puccinia Salicum Prunorum Link. *Spec.* II, 82. Or, à l'endroit indiqué, le second mot de cette phrase fait défaut. Le Puccinia Salicum appartient à la page suivante (83), en sorte qu'il faut supprimer le mot « *Salicum* » dans le synonyme de Link.

31. Septoria Euphorbiae.

Dans les ouvrages de MM. Saccardo (*Syll.* III, 515) et Allescher (*Wint.*, *Kr.*, *Fl.*, VI, 779 et 780), l'on rencontre *trois* espèces de *Septoria*, propres aux feuilles et aux involucelles des *Euphorbia*, savoir :

1. Le S. Bractearum Montagne ;
2. Le S. Kalchbrenneri Saccardo ;
3. Le S. Euphorbiae Guépin ;

tandis que le S. Euphorbiae Desm. (*Flore Crypt. de France*, 1re S., 1re éd., n° 2191 (A° 1851) est passé sous silence, même comme synonyme ; il n'en est pas fait davantage mention dans les tomes XII, XIV et XVI ; d'où il suit que la question de savoir comment le Sept. Euphorbiae Desm. doit être interprété vaut la peine d'être éclaircie.

En possession des *Exsiccata* de Desmazières, nous avons pu constater, non seulement que le n° 2191 de cette collection appartient dûment au genre *Septoria*, mais encore que l'auteur français a été conduit à employer le nom spécifique « *Euphorbiae* », parce qu'un examen comparatif lui avait appris que sa trouvaille ne différait en rien de l'Ascochyta Euphorbiae Lasch, publié en 1846 dans l'*Herbarium Mycologicum* de Klotzsch et Rabenhorst, sous le n° 862, qu'une exploration plus récente encore prouvait être

synonyme lui-même du Septoria Bractearum Montagne, décrit dans les *Ann. d. Sc. nat.*, 3e S. XI, 49, pas plus tôt qu'en 1849.

De tout ce qui précède, il nous semble permis de conclure que ni Montagne, ni les auteurs plus récents n'ont connu les *exsiccata* de Desmazières, et que cette ignorance nécessite quelques changements dans une nomenclature qui, jusqu'à présent, avait été considérée comme exacte.

Ainsi le S. Bractearum Mont. doit être supprimé et remplacé par le S. Euphorbiae Desm., en même temps que le S. Euphorbiae Guép. devra céder sa place au S. Guepini Oud. Seul le S. Kalchbrenneri Sacc., synonyme de S. Euphorbiae Kalchbr. reste debout.

Nous aurons donc à enregistrer dorénavant les espèces suivantes : 1. le S. Euphorbiae (Lasch.) Desm. (*l. c.* Ae 1851 = S. Bractearum Mont., Ao 1849 = Ascochyta Euphorbiae Lasch., Ao 1846) ; 2. le S. Kalchbrenneri Sacc., Ao 1884 (= S. Euphorbiae Kalchbr. *Hedw.*, IV (1865) p. 158); 3. le S, Guepini Oud. (1902) (= S. Euphorbiae, Guép. in *Roum.*, *F. G.*, no 521, Ao 1879).

32. Septoria Fraxini Desm.

Dans le tome III du *Sylloge*, de M. Saccardo, on rencontre à la page 495 l'expression : « Septoria Fraxini Desm. (*Champ. de Fr.* 1re série, 1re éd., no 1086), » suivie d'une diagnose portant : « *Sporulis cylindraceis, utrinque truncatis, nucleolatis* ». Or, tous ceux qui ont pu examiner l'*exsiccatum* de Desmazières, mentionné plus haut, seront sans doute d'accord avec nous pour reconnaître que le Septoria en question ne se présente jamais qu'à l'état stérile, c'est-à-dire à un stade d'évolution transitoire, en attendant des conditions jusqu'ici inconnues, qui seules auraient la faculté de lui conférer une vie nouvelle. Aussi, M. Saccardo, après avoir terminé le passage qui concerne les sporules, y ajoute tout de suite : « *Sporulas non vidi* ».

Dans cet état de choses, ce qui nous intéresse surtout, c'est de connaître la source où M. Saccardo a puisé avant de confier ses idées au papier.

Après maints efforts, nous avons enfin réussi à trouver l'endroit où les quelques mots consacrés à la description des sporules en question se trouvent imprimés en français, mais, ce qui plus est, nous avons constaté en même temps que cette tirade ne regardait point du tout le Septoria Fraxini, mais plutôt le sous-genre *Phlœospora* (du genre *Septoria*), ce dont on peut se convaincre en consultant soit la notice II : *Sur quelques Cryptogames inédites*, p. 16, par Westendorp, soit le *Bulletin du 5 juillet et du 5 nov. 1851 de l'Acad. royale de Belgique*, où nous lisons :

« § I. Sporidies linéaires à extrémités atténuées, contenant de 4 à 20 sporules. — SEPTORIA.

63..... etc.

76. SEPTORIA FRAXINI Desmaz. *Pl. Crypt. de Fr.*, n° 1086. Sur les feuilles mourantes du frêne aux environs de Courtrai. Hiver.

§ 2. Sporidies cylindriques à extrémités tronquées, contenant de 4 à 20 sporules. PHLOEOSPORA.

77. SEPTORIA BETAE, nov., sp., etc. ».

De tout ce qui précède, il ressort que les sporules du SEPTORIA FRAXINI nous sont restées inconnues jusqu'à ce jour. Le moyen de contraindre les croûtes noires qui s'y rapportent à se développer davantage consisterait peut-être à exposer les feuilles malades aux intempéries de l'air pendant tout un hiver.

P.-S. — M. Allescher, dans sa description du SEPTORIA FRAXINI (Winter *Kr. Fl.* VI, 784, A° 1900) tombe dans la même erreur que M. Saccardo, en accordant à cette sphéropsidée des sporules qu'elle ne possède pas, et qu'il confesse du reste n'avoir jamais observées.

33. SPHAERONAEMA DIAPHANUM.

Dans les *Symbolae* de Fuckel, p. 399, mention est faite de SPHAERONAEMA DIAPHANUM, comme produit des écailles des cônes (*Zapfenschuppen*) du LARIX EUROPAEA. M. Saccardo, en enregistrant cette trouvaille dans son *Syll.* III, p. 617, change le nom générique en SPHAERONAEMELLA, mais — ce qui est dommage — supprime en même temps la communication relative au support, non sans se permettre d'ajouter à son article la phrase : « *In fragmentis* LARICIS EUROPAEAE. »

M. Sydow, en prenant les « *fragmentis* » de M. Saccardo pour des éclats de bois, se contente du mot « *lignum* » dans le treizième volume du *Sylloge* (p. 636).

Il nous semble donc nécessaire de rétablir la rédaction originelle de Fuckel et d'insister sur le fait que le champignon en question ne se présente que sur les *écailles des cônes* du LARIX EUROPAEA et jamais ailleurs.

34. TILLETIA RAUWENHOFFII Fischer de Waldheim.

Ce nom, introduit dans la science par le savant professeur de l'Université de Varsovie, et publié dans les *Ann. d. Sc. nat.*, série 4, VI (1876), p. 255 et dans son *Aperçu systématique des Ustilaginées*, Paris 1877, p. 50 (in-4°), fut une innovation, devenue nécessaire, quant au nom générique, par les progrès de la science, mais insoutenable quant au nom spécifique, qui fut le résultat d'un caprice et non d'une idée scientifique.

En effet, la connaissance de l'Ustilaginée en question, nichant dans les graines des *Holcus lanatus* et *mollis*, qu'elle détruit, date

de 1861, lorsqu'elle fut découverte par feu le mycologue belge Westendorp, et décrite sous le nom de Polycystis Holci dans le *Bull. de l'Acad. r. des sciences de Belgique*, 2, XI (1861), 660, et la septième notice sur quelques *Cryptogames inédites*, 1861, p. 12.

En cet état de choses, on ne peut que s'étonner que M. de Waldheim se soit plu à écarter un nom spécifique historique bien choisi, et à le remplacer par un autre, qui ne nous apprend pas même le nom de support et qui, au surplus, est dédié à un botaniste bien connu par ses recherches sur la germination des spores de quelques familles de cryptogames supérieures, mais à qui l'étude des champignons en général, et celle des Ustilaginées en particulier était restée étrangère. L'on peut, en outre, être surpris que M. J.-B. de Toni, le rédacteur du tome VII du *Sylloge* de M. Saccardo, qui, après avoir enregistré l'expression de M. de Waldheim, déclare : « *Aptius* Tilletia Holci *dicenda* » n'ait pas profité de l'occasion exceptionnelle qui lui était offerte de supprimer un nom insoutenable sous tous les rapports, et de rétablir un nom ancien et significatif qui, selon les lois de la nomenclature, avait le plus grand droit d'être restauré.

L'Ustilaginée qui habite les graines des espèces de *Holcus* devra donc dorénavant reparaître sous le titre de Tilletia Holci (West.) de Toni et Oud., suivi des synonymes Tilletia Rauwenkoffii F. de Waldh. et Polycystis Holci West.

35. Trichodermia rosea Hoffm.

Dans le *Sylloge* de M. Saccardo, IV, on trouve ce nom à deux reprises et à deux endroits différents, savoir : à la page 89 sous le nom de Hyphoderma roseum (où, par inadvertance, la nomenclature de Persoon — Trichoderma roseum — a été substituée à celle de Hoffmann), puis à la page 178, sous le nom de Trichothecium roseum (P.) Link.

Pour bien comprendre cette anomalie, il faut qu'on tienne compte du livre in-12 de G.-F. Hoffmann, intitulé : « *Deutschland's Flora oder botanisches Taschenbuch*, 2er Theil für der Jahr 1795. *Cryptogamie*. Erlangen », où, sous le même titre — celui de Trichodermia rosea — appartenant à la table 10e (les pages ne sont pas numérotées), on trouve décrits les deux champignons cités au début. La figure 1 de la table 10e représente le Hyphoderma roseum (P.) Fr., tandis que le Trichothecium roseum n'a pas été reproduit.

L'auteur du *Sylloge* n'a donc pas commis un double emploi, mais s'est conformé à la manière d'agir peu recommandable de son prédécesseur Hoffmann, qui décrivit deux formes différentes sous un même nom.

Le texte latin de Hoffmann est conçu en ces termes :

« TRICHODERMIA ROSEA. *Expansio mollis fibroso-lanuginosa, in cortice vel ligno, sine ordine, ad marginem depressior araneosa, medio pulvinata, amoene carnea vel pallide rosea, subque latitat farina concolor, quae lente subjecta ex acervulis conglomeratis interspersis filis constare videtur. Haec intra aquam in minuta granula pellucida dissolvuntur. Aliam observo plantam Stilbosporae similem, in cortice Fagi, compactiorem, sparsam vel conglomeratam, ejusdem penitus coloris, cujus seminiformia corpuscula s. Besimina, ad lentem majora oblonga et quasi lomentacea, seu septulo in duas partes divisa ; fila ex contorsione articulata.* »

36. UREDO POLYGONI AVICULARIAE Passerini.

Feu le professeur Passerini s'est servi, dans le *N. Giorn. bot. ital.* IX (1877), p. 240, du nom de UREDO POLYGONI AVICULARIAE Alb. et Schwein., pour indiquer le stade II (*Uredo*) de l'UROMYCES AVICULARIAE.

Il nous semble que cette interprétation manque de fond, parce qu'à la page 132 du *Conspectus* d'Albertini et Schweinitz — ouvrage qu'il faut consulter — ce nom fait défaut. Ces auteurs s'expriment ainsi : « P. (1) AVICULARIAE : α AVICULARIAE, ββ FABAE : *Utraque varietas, ita prorsus ut aliquoties jam monuimus, nominis sui Uredini intermixta obvenire solet :* α *in caule foliisque* POLYGONI AVICULARIAE, *antecedente* (Pucc. Polygoni) *rarior* : ββ. *cauligena etiam aeque ac epiphylla in* VICIA FABA *frequens.* »

Il est évident que l'expression : UREDO AVICULARIAE, selon les auteurs du *Conspectus*, est la seule admissible et devra dorénavant remplacer celle de Passerini.

37. VALSARIA TILIAE de Not.

Le VALSARIA TILIAE de Not. (*Sferiacei italici* p. 58 et tab. 55) a été enregistré parmi les synonymes du HERCOSPORA TILIAE (P.) Fr., par Winter (*Kr.Fl.* II, 775 et 776), et par M. Saccardo (*Syll.* I, p. 605 et 606), nonobstant les différences qui existent entre les deux espèces, et que l'on peut formuler comme suit :

VALSARIA TILIAE.	HERCOSPORA TILIAE.
Asques en massue fort élargie en haut, contenant 1, 2, 4 ou 6 spores.	Asques parfaitement cylindriques, contenant 8 spores.
Spores brun-châtains.	Spores hyalines (incolores).

Est-ce que cette prétendue identité ne serait pas fondée sur quelque erreur ?

(1) P. signifie *Pucciana*.

BIBLIOGRAPHIE

Stewart et Eustace. — **Tile drain clogged by Fungus** (*New-York agricult. exper. stat.* Geneva, nov. 1901). **Un tuyau de poterie obstrué par un champignon.**

Ce tuyau de poterie, qui donnait issue aux eaux d'un cellier servant de dépôt à des tonneaux de vinaigre, avait été obstrué par une luxuriante végétation mycélienne. Quoi que l'on ne rencontrât aucun organe de reproduction, M. le professeur Ges. F. Atkinson parvint cependant à déterminer le champignon comme étant le *Leptomitus lacteus* Ag. (de la famille des *Saprolégniées*), d'après les caractères suivants : les hyphes, de 8-11 μ de diamètre, étaient les unes totalement vides, tandis que les autres contenaient des granules brunâtres qui donnaient à la masse une teinte brunâtre. Les hyphes présentaient une ramification dichotomique peu riche. A intervalles réguliers, elles étaient brusquement étranglées et à chaque étranglement il y avait un corpuscule sphérique, de couleur bleu d'acier et ayant un diamètre légèrement plus faible que celui des hyphes. Il n'existait (indépendamment de ces corpuscules) aucune trace de cloisonnement. Ces corpuscules sont, d'après les travaux antérieurs de Pringhseim (1), constitués par de la *celluline*. Au cas particulier, ces corpuscules ne siégeaient qu'aux étranglements; mais, d'après Humphrey (2) et d'après les figures de Pringsheim, il existe des cas où ces grains sont disséminés dans toute l'étendue de l'hyphe et ne sont pas localisés aux étranglements. D'après Rother, ils peuvent disparaître pendant la formation des sporanges.

Les auteurs conseillèrent de déposer des cristaux de sulfate de cuivre à l'entrée du drain et ce moyen réussit complètement à faire disparaître le champignon.

Explication de la planche CCXXVI, fig. 7.

Fig. 7. — *Leptomitus lacteus* d'un tuyau de drainage en terre : *a*, grain de *celluline*.

Stewart et Eustace. — **A Fungus in Refrigerators** (Ibidem).

L'attention des auteurs fut appelée sur des réfrigérateurs dont le tuyau d'écoulement se trouvait bouché par une matière glaireuse, presque noire. En l'examinant au microscope, ils reconnurent que ces masses grisâtres étaient constituées par des hyphes mycélienne, grêles, incolores, lâchement entrelacées entre elles. Elles étaient ramifiées et avaient de 3 à 5 μ de diamètre. Elles contenaient de nombreux granules arrondis de diverses dimensions, et semblaient ne pas être cloisonnées. Elles portaient soit à leur extrémité, soit latéralement, des spores courbées qui ressemblent à celles du *Fusarium*

(1) Pringsheim. *Ueber Cellulinkorner, eine Modification der Cellulose in Kornerform.* (Ber. d. deusch. Gesellsch., I, 288).

(2) Humphrey. *The Saprolegniaceae of the United States.* (Trans. Am. Phil. Soc., 17 (III), 136).

et n'en diffèrent que par l'absence de cloisons (de 28 à 43 μ de longueur sur 4 1/2 de largeur). Cette cause d'obstruction est bien connue des fabricants de réfrigérateurs. Elle survient que la glace soit naturelle ou même artificielle, ou même préparée avec de l'eau distillée. Les auteurs pensent que les spores du champignon se développent aux dépens des restes d'aliments, lait, particules de beurre, que l'on conserve dans le réfrigérateur. Les fabricants de ces appareils recommandent, pour obvier à cet accident, de démonter de temps à autre les tuyaux d'écoulement et de les laver à l'eau bouillante.

Explication de la planche CCXXVI, fig. 8-11.
Champignon des réfrigérateurs.

Fig. 8. — Hyphes vivantes.
Fig. 9. — Quatre spores.
Fig. 10. — Portion d'hyphe avec une spore née latéralement.
Fig. 11. — Portion d'hyphe avec une spore terminale.

Cavara. — **Resistenza fisiologica del MICROCOLEUS CHTONOPLASTES Thur soluzioni anisotoniche** *(Nuovo Giorn. bot. ital.*, 1902, 59). **Résistance physiologique du MICROCOLEUS CHTONOPLASTES Thur à une solution anisotonique de sel marin.**

Le *Microcoleus chtonoplastes* est une algue qui revêt les bassins dans lesquels on fait évaporer l'eau de mer pour en extraire le sel. Cette algue offre un rare exemple d'accommodation physiologique à des solutions salines anisotoniques.

Ses limites de résistance s'étendent entre un *minimum* répondant à 1/40 de la salaison de l'eau de mer et un *maximum* répondant à une solution qui marque 8° à l'aréomètre de Baumé. Le degré optimum est celui de concentration de l'eau de mer (3°,6 de l'aréomètre de Baumé).

En dehors de ces deux limites *maximum* et *minimum*, l'algue peut encore se multiplier, mais faiblement et grâce à un changement de structure qui la fait passer à l'état de vie latente.

La solution hypotonique extrême agit d'une façon délétère sur l'algue en déterminant dans l'intérieur de la cellule une énorme tension qui va même jusqu'à la faire éclater. Le *Microcoleus* supporte mieux la solution hypertonique, surtout s'il y est transporté graduellement en passant par des solutions de plus en plus concentrées. Il s'entoure d'une gaîne protectrice de nature mucilagineuse, ou bien il transforme ses éléments en de véritables cellules durables qui deviennent ainsi capables de supporter une notable concentration de la solution saline.

A l'état de vie latente, il supporte la plus forte concentration qui se produit dans les eaux-mères des bassins salants, à laquelle correspond une pression osmotique supérieure à 200 atmosphères, et il maintient indéfiniment sa vitalité au milieu des monceaux de sel.

Les moyens de résistance qu'il a acquis paraissent dûs à une lente adaptation, à laquelle a sans doute contribué l'emploi de cette algue depuis des siècles dans l'industrie du sel pour constituer le feutrage qui tapisse les marais salants. La faculté qu'elle possède de revivre par quelques fragments de tissu enfouis sous les tas de sel, a assuré

sa multiplication dans tous les bassins salants qui bordent le littoral. *R. F.*

Explication de la planche CCXXVI, fig. 12 à 18.

Fig. 12. — Un filament en voie de multiplication active et sans gaîne.

Fig. 13. — Portion terminale d'un filament pourvu d'une gaîne provenant d'une culture dans une solution de sel marquant 8° à l'aréomètre de Baumé.

Fig. 14. — Filament provenant d'une culture dans l'eau distillée : par suite de l'excessive tension osmotique, la majeure partie des cellules ont éclaté, tandis que les autres ont passé à l'état de cellules durables.

Fig. 15. — Fragment de filaments (provenant de l'intérieur d'un tas de sel) présentant des cellules partiellement plasmolysées, des cellules durables et de jeunes hormogonies.

Fig. 16. — Cellules durables.

Fig. 17. — Cellules plasmolysées (culture en solution concentrée).

Fig. 18. — Cellules turgescentes par excès de tension osmotique (culture dans l'eau distillée).

Patouillabd. — **La bulbillose des lames chez les Agarics.** (*Bull. soc. myc.*, 1901, 182.)

L'auteur a observé la transformation en bulbilles des lames de *Psathyra gyroflexa* sur des échantillons provenant les uns de la Tunisie et les autres de la Guadeloupe.

Dans son état de complet épanouissement, il présente un chapeau délicat, mince, campanulé, gris fauve, de 8 à 10 millimètres de haut, strié sur les bords et profondément lacinié, porté sur un stipe fragile, blanc, cylindrique, fistuleux, atteignant 2 centimètres de longueur sur 1 millimètre, 5 d'épaisseur. Les lames à la face inférieure sont de coloration rose pourpré et affectent la disposition habituelle, les unes atteignant le somment du pied, les autres plus courtes.

Examinées avec une simple loupe, ces lames se montrent constituées chacune par une rangée de petites particules charnues, distinctes, aplaties, sensiblement égales, soudées par les bords, n'ayant que peu de cohésion les unes avec les autres et s'émiettant très facilement; la surface du support est généralement poudrée par ces débris de lames.

Vues à un grossissement suffisant, les particules lamellaires ont l'aspect de corps irrégulièrement orbiculaires, d'un diamètre variant de 150 à 300 μ, épais de 70-100 μ, amincis sur les bords et ressemblant assez bien à des lentilles biconvexes. Leur consistance est charnue, ferme et elles sont entièrement formées de cellules toutes semblables, anguleuses ($= 10 \times 6\ \mu$), hyalines, à parois minces et à contenu réfringent.

Explication de la planche CCXXVI, fig. 19 à 21.

Fig. 19. — *Psathyra retroflexa* adulte, atteint de bulbillose.

Fig. 20. — Le même, en section verticale.

Fig. 21. — Fragment grossi de lames montrant la disposition des bulbilles.

Hugo de Vries. — **Sur l'origine expérimentale d'une nouvelle espèce végétale** (C. R., Ac. Sc., 1900, II, 124).

« Dans mon jardin d'expériences, à Amsterdam, une nouvelle espèce végétale s'est formée dans des circonstances expérimentales qui m'ont permis de suivre exactement tout le cours de ce phénomène.

A mon avis, les espèces n'ont pas été produites par une sélection prolongée de variations individuelles extrêmes, comme on le pense ordinairement. Cette conception est formellement contredite par tout ce que les expériences des agriculteurs nous ont appris sur la sélection.

L'espèce en question s'est produite tout d'un coup, avec tous les caractères d'une espèce ordinaire et notamment avec la fixité absolue qui est l'attribut principal de l'espèce.

La nouvelle espèce est issue d'une culture de l'*Œnothera Lamarckiana* : elle s'en distingue nettement, non par un seul caractère, mais par tous ses organes. Je la désignerai sous le nom d'*Œnothera gigas*, parce qu'elle est beaucoup plus forte et plus robuste que l'espèce mère. Aussi est-elle facile à reconnaître à chaque âge et ne saurait-elle échapper à l'observation, si elle se montrait dans des cultures ou à l'état spontané.

Pourtant elle ne s'est montrée qu'une seule fois et représentée par un seul individu. C'était dans ma culture de 1895-1896 qui comprenait plusieurs milliers d'exemplaires et dont un peu plus de mille ont fleuri dans la première année. Les Onagres sont, comme on le sait, en partie annuelles et en partie bisannuelles.

Au moment de la floraison, en août 1895, je choisis, parmi les individus qui étaient restés à l'état de rosettes, une trentaine des plus forts et des plus beaux. Je les plantai à part; ils produisirent des tiges l'année suivante (1896). Lors de leur floraison, une seule plante se distinguait des autres par son port plus robuste, ses feuilles plus denses, ses fleurs beaucoup plus grandes et ses fruits moins longs. C'était la plante mère de la nouvelle espèce *Œnothera gigas*. Dès que ces caractères m'indiquèrent la possibilité d'une nouvelle forme, je coupai les fleurs et les jeunes fruits et enveloppai tous les boutons floraux dans un sac de parchemin transparent pour les fertiliser ensuite avec leur propre pollen. De la sorte, j'eus une récolte de graines pures.

Ces graines me donnèrent, en 1897, une centaine de pieds qui, sans aucune exception, présentèrent les caractères de la plante mère. La nouvelle espèce était donc constante dès la première génération sans trace d'atavisme. Elle est restée telle dans les trois générations suivantes, en 1898, 1899 et 1900.

Il me reste à parler des aïeux de ma plante. Je les avais cultivés pendant trois générations successives en 1887, 1889 et 1891; ils avaient tous montré le type pur de l'*Œnothera Lamarckiana*.

La production de l'*Œ. gigas* a donc été subite, sans intermédiaire et sans préparation visible, comme elle a été définitive, avec la plénitude de ses caractères et sans aucun retour au type primitif. »

Trabut. — **Sur un PENICILLIUM végétant dans des solutions concentrées de sulfate de cuivre** (Bull. Soc. bot. de France, 1895, p. 34). — De Seynes. **Résultats de la culture du PENICILLIUM CUPRICUM** Trabut. (*Ibid.*, p. 454, 482, 489.)

M. Trabut a observé, dans des solutions de sulfate de cuivre, un *Penicillium* qui peut vivre dans des solutions contenant jusqu'à 9 gr., 50 pour 100 grammes de sulfate de cuivre. Quoique la couleur des spores que ce *Penicillium* développe à la surface du liquide soit *rose*, ce n'est qu'une variété du *Penicillium glaucum* Lk.. M. de Seynes, en semant, en effet, des spores pures dans des tubes contenant du jus de citron stérilisé, a constaté le retour au *Penicillium glaucum* à spores *verdâtres*.

M. de Seynes a de plus observé un autre fait : c'est que le mycélium issu de la germination des conidies du *Penicillium cupricum* ne produit plus de conidies qu'en petite quantité et au bout d'un long temps. Cette diminution très marquée de la sporulation résulte (d'après les expériences de M. de Seynes) de ce que les spores développées dans un milieu très pauvre (sulface de cuivre où a macéré du blé) donnent un mycélium très luxuriant quand on les transporte dans un milieu plus nutritif (jus de citron) ; cette exubérance des organes végétatifs enraie, par un phénomène d'*antagonisme*, le développement des organes reproducteurs. L'individu, placé dans des conditions défavorables de végétation qui menacent son existence, réagit en produisant des fruits qui lui permettront, (en assurant la reproduction de l'espèce) de se survivre pour ainsi dire à lui-même. Dans un milieu contenant le maximum de sulfate de cuivre compatible avec l'existence du *Penicillium*, on observe la formation endocellulaire des conidies ; ce procédé permettrait sans doute aussi de vérifier le mode de développement acrospore d'autres formes conidiennes d'*Aspergillus*, *Oïdium*. *Torula*, etc.

M. de Seynes, ayant semé des conidies de *Penicillium* dans des tubes contenant une faible quantité de *sulfate de fer*, a reconnu que ces conidies avaient été tuées. Ce fait pourrait avoir des conséquences pratiques intéressantes.

Oudemans (C. A. J. A.). — **Beitrage zur Pilzflora der Niederlande** (Beiblat zum botan. Centralblatte, 1902).

C'est une longue liste d'espèces nouvelles que M. le professeur Oudemans décrit et qui attestent son infatigable activité.

Nous citerons seulement :

Mucronella Ricki, sur tiges desséchées d'*Asparagus officinalis*. — *Clavaria caloceriformis*, sur la terre. — *Clavaria Holmskjoldi*, sur la terre. Odeur anisée tellement intense qu'un seul individu suffit pour vicier l'air de toute un pièce. — *Humaria phycophila*, sur un *Rhizoclonium*, remplissant le fond d'une excavation dans de la terre de bruyère tourbeuse. — *Phialea Cotyledonum*, sur les cotylédons putréfiés du *Vicia Faba*. — *Calospora Pickeli*, sur les rameaux du *Carpinus Betulus*.— *Gnomonia Æsculi*, sur les pétioles de l'*Æsculus rubicunda*. — *Leptosphaeria Stratiotis*, sur les feuilles du *Stratiotis aloides*.

HARPER (R.-H.). — **Binucleate cells in certain Hymenomycetes** (*Bot. Gaz.*, 1902, I). **Les cellules binucléées de certains Hyménomycètes.**

L'auteur confirme les observations de M. René Maire sur l'existence habituelle de deux noyaux chez les Hyménomycètes (1).

Il décrit et figure la structure de l'hyménium de l'*Hypochnus subtilis*. Comme il est formé d'un tissu très lâche, on peut y suivre les diverses phases du développement de la baside. L'auteur estime que la fructification se compose d'une série d'hyphes ramifiées en forme de *cymes*.

Les cellules adultes de l'hyménium contiennent d'ordinaire deux noyaux. Les jeunes basides sont formées par les cellules terminales de cette couche ancienne, lesquelles ne contiennent que deux noyaux : la cellule qui porte la baside contient aussi deux noyaux, après que la baside s'en est séparée par une cloison.

L'auteur décrit la fusion de ces deux noyaux dans la baside, ainsi que les deux bipartitions succédant à cette fusion.

Dans le *Coprinus ephemerus*, les cellules du stipe et du chapeau sont plurinucléées, comme M. Maire l'a observé, et les cellules des jeunes feuillets sont, en règle générale, binucléées.

L'auteur discute l'importance que ces hyphes binucléées peuvent avoir au point de vue des relations des Basidiomycètes soit avec les Ascomycètes soit avec les Urédinées. M. Harper constate tout d'abord que chez les Ascomycètes il n'existe deux noyaux ni dans les hyphes végétatives ni dans les hyphes dont naissent les asques ; il se base sur ce fait pour considérer comme très incertaine l'opinion de M. Massee suivant laquelle la baside ne serait qu'une modification de la fructification conidiale des Ascomycètes. Au contraire, ces cellules binucléées que l'on rencontre chez les Urédinées, établissent entre elles et les Basidiomycètes une étroite parenté, de même que la fusion, dans la téleutospore et dans la baside, de ces deux noyaux qui sont restés séparés dans les hyphes végétatives pendant une longue série de végétations.

L'auteur pense que les fusions de noyaux que l'on observe dans l'asque et dans la baside ont une origine et une signification physiologique complètement différentes.

SALMON. — **Supplemtary notes on the Erysiphaceae** (*Bull. of the Torrey bot. Club*, 1902, 1.)

L'auteur mentionne sommairement les résultats de divers travaux publiés depuis son importante *Monographie des Erysiphacées*, entre autres, une étude de Gran Smith sur les suçoirs des Erysiphées. Ceux-ci sont environnés d'une gaîne de cellulose désagrégée provenant de la cellule à travers laquelle le suçoir s'est frayé un chemin. La membrane qui enveloppe cette gaîne n'est autre que la membrane plasmatique de la cellule de l'hôte, membrane distendue et élargie. Les suçoirs de l'*Erysiphe Graminis* sont en forme de doigts : c'est sans doute pour posséder une plus grande surface d'absorption, en rapport avec le nombre immense de conidies que produit cette espèce. En étudiant l'*Uncinula Salicis* sur le *Salix dis-*

(1) Maire. *Sur la cytologie des Hyménomycètes* (C. R. Ac. Sc., 1901. I, 121).

color, il a reconnu que le mycélium de l'Erysiphée est complètement extérieur, que les tubes qu'il envoie pénètrent à travers les cellules de l'épiderme ; que toutefois ces tubes ne se développent pas et ne se terminent pas *tous* en suçoirs dans les cellules épidermiques (comme dans toutes les autres espèces connues). Quoiqu'ils donnent naissance, de la façon habituelle, à de nombreux suçoirs dans ces cellules épidermiques, l'on observe, en outre, de nombreuses hyphes grêles qui traversent ces cellules et qui donnent naissance à des suçoirs de forme normale, mais situés sous l'épiderme dans les cellules en palissade. Sur la face inférieure de la feuille, le mycélium envoie de même des tubes pénétrant sous la couche épidermique et allant former leurs suçoirs dans les cellules du mésophylle.

Smith a aussi reconnu que les hyphes intercellulaires des *Phyllactinia* peuvent aussi donner naissance à des suçoirs dans les cellules en palissade et qu'elles se dirigent vers les faisceaux vasculaires, montrant ainsi pour les aliments dont ceux-ci sont pourvus un chémotropisme positif.

Sur diverses espèces d'*Uncinula*, l'auteur a reconnu que les périthèces se trouvaient souvent fixés dans une position renversée. Il est facile de reproduire le fait expérimentalement. Une feuille humide est placée sur les périthèces bien mûrs développés sur une feuille de saule. Au bout de quelques heures, on retrouve ces périthèces fortement fixés par les extrémités mucilagineuses de leurs appendices à la feuille supérieure, tandis qu'ils se sont détachés de la feuille inférieure.

Polla a observé que le *Phyllactinia suffulta* se développe en certaines localités uniquement sur les *Berberis* et *Corylus* et laisse complètement indemnes les *Carpinus*, *Betula*, *Fagus*, *Fraxinus*, tandis qu'ailleurs, au contraire, il attaque ces derniers arbres. Il en conclut qu'il existe dans le genre *Phyllactinia* et sans doute encore dans d'autres genres d'Erysiphées des espèces biologiques spécialisées à certains hôtes, comme celle que l'on connaît chez les Rouilles. Mais, d'après M. Salmon, les expériences qui ont été faites pour résoudre cette question, sont loin d'être concluantes.

L'on a souvent remarqué que les mildious se développent brusquement à la suite de nuits froides. L'auteur a fait à cet égard quelques expériences. Il a constaté que, quand les conidies du *Sphaerotheca Humuli* sont placées en goutte suspendue, elles ne germent que faiblement. Si, au contraire, on les soumet auparavant à une basse température, en les plaçant par exemple sur des blocs de glace, elles manifestent un pouvoir de germination beaucoup plus grand. Erichsson avait déjà fait une observation analogue sur les urédospores des Rouilles.

Nobbe et Hiltner. — **Ueber die Wirkung der Leguminosen Knöllchen in der Wassercultur** (Die landwirthschaftlichen Versuchsstationem. Bd. LII, Heft 5-6, p. 455-467).

C'est à la station de Thorand qu'ont été faites, sur le *Robinia pseudo-Accacia*, ces recherches qui paraissent démontrer que l'assimilation de l'azote atmosphérique s'effectue dans les tubercules radicaux et non dans les feuilles.

En effet, l'assimilation de l'azote qui se produit avec toute son activité dans des conditions normales, cesse brusquement aussitôt qu'on empêche l'arrivée de l'air aux tubercules radicaux en immergeant ceux-ci dans l'eau.

MARCHAL EM. — **Influence des sels minéraux nutritifs sur la production des nodosités chez le Pois** (C. R., Ac. Sc., 1901, 2, 1032).

Les conclusions de ce travail sont :

Les nitrates alcalins, à la dose de $\frac{1}{10000}$ empêchent, en culture aqueuse, la formation de nodosités chez le Pois. Les sels ammoniacaux exercent une action analogue à la dose de $\frac{1}{2000}$.

Les sels de potassium empêchent l'établissement, en symbiose, du *Rhizobium* à la dose de $\frac{1}{200}$; les sels de sodium à celle de $\frac{1}{300}$.

En revanche, les sels de calcium et de magnésium favorisent très nettement la production des tubercules radiculaires du Pois.

L'influence de l'acide phosphorique, bien que très variable suivant la base à laquelle il est uni, semble plutôt être stimulante.

Comme on le voit, la propriété que présentent les nitrates de contrarier la production des nodosités n'est nullement spécifique et s'étend à tous les sels solubles du sol dont le pouvoir osmotique incommode sans doute le *Rhizobium* et entrave son évolution.

LAURENT E. — **Observations sur le développement des nodosités radicales chez les Légumineuses** (C. R., Ac. Sc. 1901, II, 1241).

L'auteur conclut de ses expériences :

1° Que l'addition de superphosphates stimule la production des nodosités radicales chez le Pois, la Vesce velue et la Vesce cultivée et surtout chez le Lupin jaune, tandis qu'au contraire il l'entrave et l'empêche chez la Fève ;

2° Que les engrais azotés paralysent la formation des nodosités chez ces Légumineuses, tandis qu'ils l'excitent, au contraire, chez la Fève.

BREFELD O. — **Versuche über die Stickstoffaufnahme bei den Pflanzen** (Jahresb. d. Schles. Ges. für vaterl. Cultur, Stizung von 15 novbr. 1900).

L'auteur s'est proposé de rechercher si les Légumineuses, grâce aux bactéries qui développent chez elles des tubercules, sont les seules plantes qui aient la propriété d'assimiler directement l'azote de l'air et il a pris pour sujet de ses expériences les Céréales infectées par les charbons, et spécialement le *Sorghum saccharatum*, le *Panicum miliaceum* et le *Setoria Italica*. Il a reconnu que ces céréales ainsi infectées sont incapables de prospérer, si on ne leur fournit des composés azotés déjà tout formés : les charbons qui les ont envahis sont donc incapables de leur procurer ces composés en empruntant l'azote de l'air.

Molliard. — **Fleurs doubles et parasitisme** (C. R. Ac. Sc., 7 oct. 1901).

Certains parasites provoquent chez leurs plantes hospitalières l'apparition de fleurs doubles ; par exemple les fleurs du *Knautia arvensis*, attaquées par le *Peronospora violacea*; celles du *Matricaria inodora*, envahies par le *Peronospora Radii*, présentent l'aspect des fleurs doubles des Radiées ; de même sous l'influence du *Puccinia Violæ* les fleurs du *Viola sylvatica* peuvent offrir une pétalodie des étamines.

L'auteur s'est demandé si les fleurs doubles que l'on cultive dans les jardins n'avaient pas, elles aussi, pour origine le développement de quelque parasite dans leurs racines.

A l'appui de cette manière de voir, il cite la Saponaire officinale.

Le port des individus de Saponaire à fleurs doubles est sensiblement différent de celui des individus à fleurs normales ; la tige a des entre-nœuds plus courts, des nœuds plus renflés et rappelle beaucoup la tige des individus attaqués par le *Sorosporium Saponariæ* ; le rhizome est plus épais et sa structure est moins différenciée ; la lignification est en particulier moins accentuée ; le rhizome a subi une légère tuberculisation ; ces différents caractères cadrent bien avec l'hypothèse d'une association parasitaire. Or, tandis que les rhizomes de Saponaires normales se montraient comme complètement dépourvus de mycélium parasite ou ne donnaient lieu, dans un courant d'eau stérile, qu'à un faible développement mycélien, ceux qui correspondaient à des individus à fleurs doubles, et qui s'étaient développées dans les mêmes conditions que les précédents, présentaient toujours en abondance un *Fusarium* qui se trouvait être le même, quelle que fut l'origine de l'individu examiné.

L'auteur a observé de même des fleurs doubles chez le *Primula officinalis* dont toutes les radicelles étaient envahies par une Dématiée. D'après M. Molliard, la forme dioïque du *Pulicaria dysenterica* décrite par M. le Prof. Giard constitue une association parasitaire intéressant les organes souterrains de la plante. L'auteur a reproduit expérimentalement la pétalodie des étamines du *Scabiosa Columbaria* sous l'influence de l'*Heterodera radicicola*. Un pied sain transplanté à la place d'un pied spontanément atteint du parasite des racines et de l'anomalie de la fleur a présenté l'année suivante des galles d'*Heterodera* et des étamines pétalisées.

Les pratiques de l'horticulture tendraient, sinon à provoquer, du moins à maintenir et à accentuer cette association du champignon parasite et de la plante cultivée, lorsque cette association s'est produite accidentellement dans la nature.

Le Gérant, C. Roumeguère.

Toulouse. — Imp. Marqués et Cie, boulevard de Strasbourg, 22.

24e ANNÉE. N° 96. REVUE MYCOLOGIQUE OCTOBRE 1902
EDITEUR : C. ROUMEGUÈRE, RUE RIQUET, 37, TOULOUSE.
RÉDACTEUR : Dr R. FERRY, AVENUE DE ROBACHE, 7, St-DIÉ (VOSGES).

Les sucs de champignons comme vaccins du venin des vipères,

d'après les travaux de M. C. PHISALIX.

On connaît les beaux travaux de M. C. Phisalix, assistant au Muséum de Paris, sur le venin des reptiles, salamandres, crapauds, serpents, en particulier des vipères, et ses recherches persévérantes pour remplacer les alexipharmaques empiriques par un antidote ou vaccin scientifiquement éprouvé. La *Revue mycologique* (XX (1898), p. 130) a déjà rendu compte, en quelques mots, des expériences tentées avec la *tyrosine* extraite, à l'état de pureté, des tubercules des Dahlias et du suc d'une Russule, *R. nigricans* (C. Phisalix. *La Tyrosine, vaccin chimique du venin de vipère*, *in* Bull. Mus. hist. nat., IV, 15 janvier 1898, p. 41 ; C. R. Ac. Sc., CXXVI, n° 5, 31 janvier 1898, p. 431). C'était le premier exemple connu d'un végétal dont le suc cellulaire était doué de propriétés vaccinantes contre un venin. La présence, dans le suc des champignons, non seulement de la tyrosine, mais de ferments, d'oxydases, de substances alcalinoïdiques variées analogues à la cholestérine et aux sels biliaires déjà essayés avec succès dans le même cas. (C. Phisalix. *La cholestérine et les sels biliaires, vaccin chimique du venin des vipères*, *in* C. R. Ac. Sc., CXXV, n° 24, 13 décembre 1897, p. 1053 ; Dr Victor Gillot, *Etudes médicales sur l'empoisonnement par les champignons*, 1900, p. 53, 283) devaient encourager ces recherches (1). Elles ont été poursuivies, en effet, et il est étonnant que leurs singuliers résultats n'aient pas reçu, jusqu'ici, la publicité désirable. Ils sont cependant de nature à intéresser tout le monde, et ont été consignés, il y a déjà trois ans, dans deux communications successives de M. Phisalix, l'une à l'Académie des sciences (*Les sucs de champignons vaccinent contre le venin de vipère*. C. R. Ac. Sc. CXXVII, n° 24, 12 décembre 1898, p. 1036) ; l'autre, à la trente-deuxième réunion des naturalistes du Muséum (*Sur quelques espèces de champignons étudiées au point de vue de leurs propriétés vaccinantes contre le venin de vipère*, Bull. Mus. hist. nat., IV, 27 décembre 1898, p. 390). Les expériences, au nombre de plus de deux cents, ont porté sur plusieurs espèces de champignons, soit avec le suc directement exprimé à la presse, soit avec le liquide obtenu après une macération de vingt-quatre heures dans l'eau.

(1) A la même époque, C. Phisalix signalait également, à la suite d'expériences pratiquées avec des frêlons, de curieux faits d'*antagonisme entre le venin des vespidæ et celui de la vipère* (C. R. Ac. Sc. CXXV, n° 22, 6 décembre 1897, p. 977).

Les modes opératoires ont été, tantôt l'introduction dans l'estomac, tantôt l'injection sous la peau de la cuisse des cobayes de doses variant de 5 c.c. à 20 c.c. Avec *Amanita muscaria* (5 c.c.) et *Lactarius torminosus* (20 c.c.), il s'est produit des accidents toxiques gastro-intestinaux, abaissement considérable de la température et mort en 5 ou 6 heures dans les premiers cas, en 12 ou 15 heures dans le second. Avec *Amanita mappa* et *Lactarius theiogalus*, il n'y a pas eu d'accidents graves, mais une simple réaction avec élévation légère de la température. Avec des doses de moitié moindre pour les espèces toxiques, les cobayes éprouvent seulement quelques symptômes caractéristiques et se remettent promptement. Inoculés plusieurs jours après, de 10 à 15 jours, avec du venin de vipère, ils supportent une dose de venin capable de tuer en quelques heures un animal témoin. Ils ont donc acquis l'immunité, mais celle-ci n'est que temporaire.

Le plus curieux, c'est que le même résultat ait été obtenu, non plus avec des espèces de champignons plus ou moins vénéneuses ou suspectes comme les espèces précédentes, mais avec le suc du vulgaire Agaric champêtre ou champignon de couche. Les cobayes ou lapins, inoculés avec 15 à 20 c.c. de suc, succombent, après une période de réaction locale et générale, avec un abaissement notable (2° à 3°) de température, l'arrêt du cœur en diastole et la coagulation du sang dans les vaisseaux congestionnés (1). A dose moindre, ou avec le liquide préalablement chauffé à 120°, les accidents sont atténués, l'animal guérit, et, au bout de quelques jours, est capable de résister au venin de vipère. Cette immunité peut être accrue si, dans un intervalle de 15 à 20 jours, on soumet l'animal à deux ou trois inoculations, et la durée de l'immunité ainsi obtenue varie de quinze jours à un mois.

Pour éviter les chances d'erreur qui pourraient provenir de l'altération du suc des champignons ou de leur mélange avec des microbes infectieux, on a employé le suc passé au filtre de porcelaine, chauffé et stérilisé à 120°, et le pouvoir vaccinal a persisté, un peu affaibli, il est vrai, mais non détruit.

Des effets analogues ont été observés avec le suc de la truffe, de sorte qu'en présence des différences considérables au point de vue chimique et physiologique qui séparent les espèces étudiées, « on doit se demander si la vaccination contre le venin est produite par une même substance commune à toutes ces espèces ou, au contraire, par des substances différentes. Cette dernière hypothèse paraît la plus vraisemblable; il sera d'autant plus intéressant de chercher à la vérifier qu'elle peut conduire à la décou-

(1) Ces résultats sont analogues à ceux qu'a obtenus le Dr Victor Gillot dans quelques expériences qu'il a commencées avec divers champignons, *Clitocybe*, *Russula*, *Hypholoma*, (*loc. cit.*, p. 286), et se propose de poursuivre sur une plus grande échelle.

verte des espèces possédant le maximum de propriétés vaccinantes soit contre les venins, soit contre les toxines microbiennes. » Et cependant, voici que tout récemment, dans une note présentée par M. E. Perrier, directeur du Muséum, à l'Académie des sciences (5 septembre 1902), M. Launoy, poursuivant des études analogues, établit que les sécrétions venimeuses d'animaux très différents, vipères, cobras, scolopendres, scorpions, guêpes, etc., ont un mode commun d'action, et contiennent invariablement une substance toxique renfermant un ferment capable d'opérer les mêmes transformations des substances albuminoïdes de l'organisme. En serait-il de même des champignons?

Dr X. Gillot.

Le BOLETUS PARASITICUS Bull. dans les Vosges, et disette de champignons pendant l'année 1902

Le *Boletus parasiticus* Bull., t. 151, qui n'avait pas été rencontré jusqu'à présent dans les Vosges, et que MM. Mougeot et Ferry, dans leur *Catalogue méthodique du département des Vosges* (1887), indiquaient comme *espèce à rechercher dans les Vosges*, vient d'être trouvé, au mois de septembre dernier, par M. Henry Schmidt, dans la vallée d'Hurbache, sur un *Scleroderma* poussant contre un talus sablonneux.

L'année 1902 est à signaler par la pénurie de champignons. Bien que durant le mois de juillet il y ait eu beaucoup de jours de pluie, cette année est à considérer comme sèche. Les sols argileux n'ont pas été imbibés d'eau, les conditions voulues pour la décomposition du fumier ne se sont pas produites et l'on y retrouve le fumier à peu près tel qu'on l'y a mis au printemps.

Le *Boletus edulis* a fait complètement défaut. Il en est de même de l'*Amanita phalloides*; aussi n'a-t-on pas eu cette année d'empoisonnements à déplorer à Saint-Dié et aux environs. Quant à l'*Amanita virosa*, qui est toujours rare, elle s'est néanmoins montrée, peut-être parce qu'elle affectionne et habite les endroits frais et humides. Des espèces d'ordinaire très communes, telles que : *Cantharellus cibarius*, *Amanita Mappa*, ont été peu abondantes. Par contre, j'ai rencontré en diverses localités (à l'Ormont, près de l'Abîme; à la Bure, versant occidental; entre la roche de Noirmont et la roche Trois-Jambes), le *Boletus porphyrosporus* sur des talus sablonneux (grès vosgien) et humides. Le *Russula alutacea* et le *Paxillus involutus* ont été encore abondants dans des parties de forêt exposées au nord.

J'ai aussi à signaler l'*Inocybe brunnea* Quélet (1), qui n'avait pas

(1) Quélet, Neuvième supplément à la Flore mycologique du Jura et des Vosges. *Soc. Sc. nat. de Rouen*, 1879, planche 2, fig. 7.

encore été trouvé dans les Vosges. Stipe brun, cortine brune, péridium mamelonné, fibrillo-soyeux, puis fendillé, brun, couleur de châtaigne sèche (comme l'indique la planche coloriée de Quélet). Lamelles émarginées, uncinées. Quélet n'indique pas d'odeur. Celle-ci est cependant très forte, désagréable et vireuse, rappelant de très loin celle de radis et tout à fait celle de l'*Hebeloma mesophaeum*. Roze et Richon, dans leur *Atlas des champignons comestibles*, disent qu'*Inocybe rimosa* a une odeur ingrate, alors que Quélet ne mentionne aucune odeur dans la description de cette espèce *Inocybe rimosa* à laquelle Quélet a plus tard rattaché, comme variété, l'*Inocybe brunnea* (*Flore myc. de France*, page 101). R. Ferry.

BIBLIOGRAPHIE

Fernbach. — **Les progrès de nos connaissances sur les diastases et sur la saccharification** (*Ann. de la Brass. et de la Distill.*, 1900, 429).

L'auteur considère les diastases comme étant l'intermédiaire nécessaire entre la cellule vivante et sa matière alimentaire. Soit, par exemple, le sucre ordinaire ou saccharose. Pour devenir assimilable pour la cellule de levure, il faut qu'il soit interverti, c'est-à-dire qu'il soit transformé en un mélange de glucose et de lévulose : le sucre en C^{12} est dédoublé par l'action de la sucrase en deux sucres en C^{6}. Ces sucres en C^{6} ne peuvent subir la fermentation alcoolique que sous l'influence de la zymase découverte par Buchner dans les parois de la cellule de levure. Ces transformations successives nous conduisent à considérer les diastases comme le rouage indispensable à la vie de la cellule, le rôle de la cellule étant celui d'un producteur de diastases.

L'utilisation du saccharose exige donc l'existence dans la cellule de deux diastases ne pouvant se suppléer l'une l'autre, et ayant, au contraire, chacune un pouvoir qui n'appartient qu'à elle seule. C'est là ce qu'on entend par la *spécificité* des diastases.

Et même la diastase du malt, l'amylase, paraît se composer de deux diastases distinctes. Cette dualité est nécessaire pour permettre d'expliquer la propriété qu'elle possède de ne pas agir de la même manière à toutes les températures.

Pour bien comprendre ce qui se passe dans la saccharification de l'amidon par la diastase, il suffit de suivre les stades successifs de ce qui se passe lorsqu'on fait bouillir de l'amidon avec un acide.

Quelle est d'abord la transformation que l'amidon subit quand on le chauffe avec de l'eau? Il se gonfle, devient de l'empois; la liqueur, d'abord laiteuse, prend tout-à-coup de la transparence en même temps qu'une certaine viscosité. Ce changement est simplement dû à une modification de l'état physique de l'amidon. Les petits globu-

les qui le composent, augmentent beaucoup de volume et occupent toute la masse du liquide; mais il n'est qu'en suspension; il ne passe pas en solution.

Si nous faisons bouillir cet empois d'amidon avec un peu d'acide chlorhydrique, l'amidon simplement en suspension se solubilise, il passe en solution. Mais cet amidon soluble a conservé presque toutes ses propriétés, en particulier celle de donner à froid, avec l'iode, une coloration intense, d'un bleu pur.

Si nous poursuivons l'action de l'acide, nous voyons peu à peu, dans une série d'essais successifs, cette coloration faire place à une teinte tirant de plus en plus sur le violet, qui ensuite devient rose et enfin, après avoir passé par le brun, n'est plus que jaune, comme l'iode elle-même. Cette phase de la transformation correspond encore, d'après les idées de M. Duclaux, à une modification d'état physique; selon lui, la dextrine ne serait que de l'amidon soluble physiquement modifié. Au point de vue chimique, les deux corps, amidon et dextrine, répondent à la même composition ; ils renferment les mêmes proportions de corps simples et répondent à la même formule $(C^6H^{10}O^5)^x$. La seule différence, qu'on puisse observer, réside dans un changement de la coloration produit par l'iode et, en s'inspirant de nombreux exemples du même genre, il est permis de le rapporter à une différence dans l'état d'agrégation des deux corps.

La dextrine ainsi obtenue subit à son tour les atteintes de l'acide, et cette fois c'est une transformatien chimique qui se produit et qui, par hydrolyse, c'est-à-dire par une fixation d'eau suivie d'un dédoublement, l'amène au terme final qui est le glucose. Cette hydrolyse se fait en deux temps; dans le premier temps, il se produit du maltose, lequel, hydrolysé à son tour, se scinde en deux molécules de glucose.

Voilà comment on peut expliquer la transformation de l'amidon en glucose par un acide. Elle commence par une action liquéfiante pour se poursuivre par une action saccharifiante. Seulement ces deux actions se superposent, en ce sens qu'aussitôt qu'il y a dans la masse de l'amidon solubilisé (dextrine), il se transforme en maltose et glucose.

Tout ce que nous venons de dire de la saccharification de l'amidon par un acide peut s'appliquer à sa saccharification par l'amylase, à une exception près, c'est que cette dernière transformation ne va pas jusqu'au terme glucose : elle s'arrête au stade intermédiaire, à la formation de maltose. Ici intervient la notion de spécificité des diastases que nous avons mentionnée plus haut : pour transformer le maltose en glucose, il faut une diastase spéciale, la maltase : or la diastase du malt ne renferme pas de maltase, elle est incapable d'agir sur le maltose.

L'auteur admet que l'amylase contient deux diastases : l'une qui produit une transformation purement physique, une solubilisation de l'amidon ; la seconde une transformation chimique, la saccharification de l'amidon solubilisé et dextriné. La diastase liquéfiante est plus résistante à la chaleur que la diastase saccharifiante. D'abord on sait qu'on produit d'autant plus de dextrine et d'autant moins de maltose qu'on saccharifie à une température plus élevée. Ensuite on arrive, en chauffant une solution d'amylase, à lui faire

perdre la propriété de donner naissance à du maltose, tout en lui conservant la propriété de liquéfier l'amidon et de le dextriniser. Il suffit pour cela de chauffer entre 75° et 80°.

On peut donc dire qu'il y a dans l'amylase du malt une *dextrinase* et une amylase proprement dite ou *dextrino-amylase*.

Chrzaszez T. — **Physarum leucophaeum**, *var.* **ferox, eine hefefressende Amœbe** (*Centralbl., f. Bakter., Paras. und Infectionskrankheiten*, 1902, p. 431-441). **Un amibe qui dévore les cellules de levure.**

L'auteur remarqua que du moût qu'il avait extrait de poires attaquées par le *Monilia fructigena* se recouvrait, au bout de trois jours, d'un mince voile composé surtout de levures de *Mycoderma* et d'amibes; la plupart de ceux-ci avaient englobé dans leur intérieur des cellules de levure qu'ils étaient en train de digérer.

C'étaient d'abord des zoospores chez lesquelles on distinguait, sous le cil, le noyau et, dans la partie postérieure du corps, une vacuole contractile. Sous l'influence de conditions défavorables, la forme zoospore fait place à une forme de repos (forme enkystée?). Celle-ci, par le retour de conditions favorables, si elle est isolée, donne naissance soit à un amibe soit à une zoospore.

Il est à remarquer que, d'après les observations de l'auteur, la forme de repos seule forme des plasmodes. Au moment où les zoospores se transforment en forme de repos, celles-ci s'assemblent en amas considérables et se pressent fortement les unes contre les autres. Au bout de quelque temps, les parois se dissolvent et tous les plasmas s'unissent entre eux pour constituer un plasmode. L'auteur, en arrosant sur du papier buvard ces plasmodes avec du moût de poires, a obtenu le développement de sporanges. Ceux-ci rappellent beaucoup ceux du *Physarum leucophaeum* et l'auteur a nommé cette nouvelle espèce *Ph. leucophaeum*, variété *ferox*. Les spores sont dures, elles ont une membrane cuticulaire et germent facilement. Lors de la germination, cette membrane éclate et le contenu sort sous la forme d'un amibe qui aussitôt se transforme en zoospore.

L'auteur considère la destruction des cellules de levure par les amibes comme n'étant pas seulement pour ceux-ci un moyen de se nourrir, mais encore comme constituant une véritable lutte pour l'existence. Il décrit les phases de ce combat après lequel la supériorité reste soit aux amibes soit aux cellules de levures. Voici comment les amibes assaillent un groupe de levures.

« Un essaim d'amibes se jette sur un groupe de levures. Quelques-unes des cellules d'amibes se dissolvent et disparaissent : ce processus a sans doute pour but de sécréter l'enzyme qui doit dissoudre les cellules de levure. Au bout de deux ou trois jours, on n'aperçoit plus à l'endroit où était le groupe de levures qu'une couche très mince de granulations plasmatiques très fines. Il reste, en outre, des débris de cellules et environ la moitié des amibes qui essaiment plus loin, afin d'assaillir une autre colonne de levures. »

Buchner. — **La fermentation considérée comme un processus chimique.** (Traduit dans les *Ann. de la Brasserie et de la Distillerie*, 1900, 1).

Lavoisier et Gay-Lussac ont établi la formule chimique de la fer-

mentation alcoolique. Cognard-Latour et Schwann furent les premiers qui reconnurent comme une plante vivante la levure. Dans une lutte ardente entre Liebig, Wöhler et Berzélius, qui ne voulaient rien admettre d'un phénomène vital dans la fermentation, Schulze, Mitscherlich, Helmholz et d'autres savants allemands, mais par dessus tout Pasteur, par des recherches approfondies, réussirent à démontrer que la fermentation est inséparable de la vie de la cellule de levure. L'axiome de la nouvelle école fut dès lors : « Pas de fermentation sans organisme ».

Dès cette époque on avait découvert que la cellule de levure sécrétait une matière (l'invertine) qui avait la propriété d'intervertir le sucre de canne. On pouvait donc se demander si le pouvoir que la cellule possédait de décomposer le glucose en alcool et acide carbonique ne tenait pas à une matière chimique sécrétée par la plante. Toutefois tous les essais faits, notamment par Pasteur, pour extraire une telle matière avaient échoué.

M. Buchner a repris ces expériences en employant des moyens d'action beaucoup plus puissants et opérant sur des quantités beaucoup plus considérables de levure. Voici le procédé qui lui a réussi:

Si l'on exprime 1 kilogr. de levure à 50 atmosphères, puis qu'on le mêle avec du sable et de la terre d'infusoires, on obtient une matière pulvérulente et sèche. Cette poudre sèche est triturée soit dans l'appareil à trituration soit même à la main dans un mortier. Elle prend alors un aspect différent : la couleur devient brune et l'on obtient une masse molle et plastique. Ceci met en évidence que, pendant la trituration, du liquide est sorti des cellules. On réussit alors très facilement en portant cette pâte dans une presse qui travaille, à raison de 60 kilog. par centimètre carré, à faire sortir un liquide, le suc de levure, et le rendement est même très notable. De 1,200 grammes de levure on obtient, en ajoutant en tout 65 grammes d'eau, 700 centimètres cubes de suc : on peut donc, sans difficulté, obtenir une quantité de suc représentant plus de la moitié du poids de levure mis en œuvre.

Le suc de levure forme un liquide jaunâtre foncé, clair par transparence, légèrement trouble et opalin par réflexion. Si vous examinez ce liquide de plus près, vous lui trouverez une agréable odeur de levure. Si vous le chauffez, des substances albuminoïdes se précipitent, il se coagule. Le suc contient tous les éléments constituants de la levure, notamment les diastases protéolytiques, la sucrase, la maltase.

Mais de toutes les propriétés du suc de levure, la plus intéressante est celle-ci : si vous mélangez ce suc avec une dissolution sucrée, il se manifeste au bout de quelque temps un dégagement gazeux tout à fait net et constant, et qui ne cesse pas de plusieurs jours.

Cette fermentation n'est pas entravée quand on ajoute au suc des antiseptiques tels que la toluène, l'acide thymique, ou des solutions concentrées de sucre (40 %) ou de glycérine (50 %) en présence desquels une fermentation par des organismes vivants serait impossible.

On peut évaporer le suc de levure dans le vide à basse température, entre 20° et 30°. On obtient le produit sec, 14 % du poids du suc. C'est une poudre jaunâtre qui se redissout facilement ; elle

possède la même activité fermentative que le suc dont elle provient ; on peut conserver le suc séché pendant neuf mois, sans qu'il perde rien de son activité.

On peut, dans le suc de levure, par addition d'alcool ou d'acétone, produire un précipité. Ce précipité redissous dans l'eau montre une action fermentative.

Si l'on ajoute à du suc de levure une solution d'acide cyanhydrique, il perd son activité fermentative ; mais si l'on y fait passer quelque temps un courant d'air, l'acide est chassé et l'activité fermentative reparaît. L'on peut penser que la matière active forme avec l'acide cyanhydrique une combinaison instable que le passage d'un courant d'air dissocie de nouveau.

Si l'on sèche de la levure avec précaution à basse température, mais cependant assez vite, c'est-à-dire en couche mince, puis qu'on chauffe la levure séchée pendant six heures à 100°, l'on constate qu'elle a perdu sa vitalité, elle ne montre plus aucun développement ; mais elle possède encore la puissance fermentative.

Tous ces faits tendent à démontrer que l'agent de la fermentation est une matière purement chimique, et non quelques débris encore vivant de protoplasma.

Du reste la fermentation, c'est-à-dire la décomposition du glucose en alcool et acide carbonique, paraît devoir être plutôt rangée dans les décompositions chimiques faciles à obtenir, car elle s'accompagne de dégagement de chaleur, et l'on sait que M. Duclaux a réussi à produire cette décomposition par le seul secours de la lumière solaire, en solution alcaline.

AHRENS. — **Sur la fermentation sans cellules** (*Zeitschr. f. angew. Chemie*, 1900, p. 483).

Le suc de levure préparé d'après le procédé de Buchner perd progressivement son activité. Le suc frais est faiblement alcalin, mais devient très rapidement acide. L'auteur pense que l'acide formé produit peu à peu dans la molécule de zymase une transformation qui la rend incapable de dédoubler le sucre. En même temps que le liquide perd son action fermentescible, il perd sa fluorescence très marquée au début.

RENAULT B. — **Sur quelques Fougères hétérosporées** (C. R. A. Sc., 1901, 2, 648). **Sur une Parkériée fossile** (1902, 1, 618).

On sait que toutes les fougères de l'époque actuelle sont isosporées, tandis que les hydroptérides (Salviniées, Pilulariées, Azollées, Marsiliées) sont hétérosporées. Celles-ci produisent deux sortes de spores : les *microspores* donnant naissance à un prothalle sur lequel se développent les anthérozoïdes, et les *macrospores* donnant naissance à un prothalle sur lequel se montrent les archégones. Ces microspores et macrospores germent sur place, dans la gelée fournie par le sporocarpe. La phase de la vie prothallienne n'est donc plus dans ces conditions qu'extrêmement rudimentaire.

Or, M. Renault a reconnu que plusieurs genres de Fougères fossiles, ainsi que beaucoup d'Equisétacées et de Lycopodiacées

(*Lepidodendron*) (1) des époques anciennes s'étaient reproduits au moyen de microspores et de macrospores.

« Actuellement les spores asexuées des Fougères produisent un prothalle sur lequel se développent des archégones, et des anthéridies; le stade prothallaire est une complication dans l'acte de la reproduction; pendant son évolution, les causes d'arrêt, d'avortement, de destruction peuvent se rencontrer et par conséquent nuire à la multiplication du végétal. La simplification est donc ici un véritable perfectionnement.

« L'absence d'un prothalle issu d'une spore asexuée chez un grand nombre de cryptogames anciennes, supprimant l'une des phases dangereuses de la reproduction, a pu, en dehors des circonstances climatériques, être une des causes de l'exubérance de ces plantes aux époques géologiques primaires. »

KARSTEN. — **Ueber farblosen Diatomeen** (*Flora*, 1901, 404-433). **Sur les diatomées privées de chromatophores.**

Parmi les Diatomées qui possèdent des chromatophores, l'auteur s'occupe surtout du *Nitzschia palea* que l'on rencontre fréquemment dans les liquides chargés de matières organiques. Conformément aux recherches de Miquel, l'auteur a reconnu que la taille et l'intensité de la coloration des chromatophores dépend de la nourriture fournie à la diatomée. Par exemple dans un milieu nourricier additionné de glycérine, les chromatophores deviennent notablement plus petits, comme on peut le voir par les figures jointes au texte. L'auteur replaçait-il ces individus à chromatophores réduits dans leurs conditions habituelles, leurs chromatophores reprenaient leur dimension primitive.

L'auteur a aussi essayé, en cultivant dans différents milieux le *Nitzschia putrida* qui est privé de chromatophores, de provoquer chez lui l'apparition de chromatophores, mais toutes ses tentatives dans ce but ont échoué. R. F.

DANGEARD. — **Nutrition ordinaire, nutrition sexuelle et nutrition holophytique.**

L'auteur discute les objections auxquelles a donné lieu sa nouvelle théorie de l'*autophagie* sexuelle (voir *Revue mycologique*, année 1889, p. 34), et invoque comme arguments en sa faveur les faits suivants qui semblent indiquer que certains organismes, aussi longtemps qu'ils sont abondamment pourvus d'aliments, ne forment pas de gamètes.

1° Lorsqu'on sème les conidies du *Basidiobolus Ranarum* dans un milieu nutritif riche, elles donnent naissance à un mycélium vigoureux et quelques zygospores; mais, si la culture a lieu sur un substratum épuisé, il se forme un mycélium réduit qui *donne exclusivement des zygospores*, c'est-à-dire des éléments sexués (2);

2° Klebs (3) choisit un réseau d'eau (*Hydrodyction reticulatum*)

(1) Les Lycopodiacées actuelles comprennent les Lycopodes qui sont isosporés, et les Sélaginelles qui sont hétérosporées.

(2) Eidam. *Basidiobolus, eine neue Gattung der Entomophthoraceen* (Beitr. z. Biol. d. Pflanzen., 1884).

(3) Klebs. *Zur Physiologie der Fortpfl.* (Biol. Centr., 1889).

dont les cellules commencent à former des gamètes et il le porte dans une *solution nutritive* contenant de 0,5 à 1 p. 100 de sulfate de magnésie, une partie de phosphate de potasse, une partie de nitrate potassique et quatre parties de nitrate calcique. *L'algue cesse de donner des gamètes*, elle les remplace au bout de quelque temps par des zoospores asexuées.

3° D'après Maupas, on peut empêcher indéfiniment les Infusoires ciliés, à toutes les périodes de leur existence, de contracter des accouplements, en les plaçant dans des milieux toujours abondamment pourvus d'aliments. Pour obtenir des conjugaisons, il suffit, au contraire, d'isoler des individus remplissant certaines conditions organiques, de les laisser jeûner, pour les voir immédiatement se rechercher et s'unir; au moment de l'accouplement, tant qu'il ne s'est pas établi une solide soudure entre les conjoints, il suffit de donner une abondante pâture pour amener la séparation des gamètes; ceux-ci recommencent alors une nouvelle période d'accroissement végétatif et de multiplications agames.

De ces faits, l'auteur conclut que la nutrition sexuelle aurait la même cause et le même stimulus que la nutrition ordinaire : la faim.

Dans la deuxième partie de son mémoire (nutrition holophytique) l'auteur recherche comment la chlorophylle a apparu dans les végétaux.

Chez certaines algues, le grain de chlorophylle dérive toujours d'un grain préexistant : ce qui a fait admettre par certains auteurs la continuité et l'éternité des plastides (1). Cette continuité, à travers les générations successives, a été démontrée en particulier pour les Conjuguées (2) et les Chlamydomonadinées (3). Mais pour certaines espèces, par exemple chez le Pois et le Lupin, il paraît en être autrement. Dans le très jeune embryon, les vésicules destinées à être constituées ultérieurement à l'état d'autant de grains verts reçoivent chacune préalablement un grain d'amidon. Plus tard, quand la graine entre dans la phase de maturation, le protoplasma se développe dans la vacuole et donne lieu au substratum protéique d'un grain qui peu à peu s'imprègne de chlorophylle et devient ainsi un grain vert. Pendant cette genèse, le granule d'amidon se résorbe dans la même mesure où la masse verte s'accroît, et il finit même par disparaître complètement : *l'amidon intervient donc comme matière première, dans la constitution des corps chlorophylliens ou chloroleucites* (4).

L'on peut dès lors se demander si certains organismes tels que le *Polytoma uvella* qui possèdent de l'amidon, mais pas de chlorophylle, ne pourraient pas, sous l'influence de certaines conditions de milieu, acquérir de la chlorophylle (5).

(1) Schimper. *Ueber der Entw. Chl. und Farbk.* (Bot. Zeit., 1883). — *Untersüber die Chlorophyllkörper* (Pringsheim's Jahrb., 1885). — Schmitz. *Die chromatophoren der Algen* (Verhandl. natur. hist. Ver. der pr. Rheinlande u. Westf., 1883).

(2) Klebahn. *Studien über Zygoten* (Jahrb. f. w. Bot. Bd., XXII).

(3) Dangeard. *Recherches sur les Chlamydomonadinées.*

(4) Belzung. *Anatomie et physiologie végétales*, 1900, p. 73.

(5) Le *Polytoma uvella* est une espèce saprophyte qui se développe sur les emilieux riches en matières organiques : elle trouve là tout le carbone organique qui lui dst nécessaire pour la formation des grains d'amidon : ceux-ci affectent le caractère 'une substance de réserve, d'un dépôt qui peut ensuite être repris par la cellule.

Quant aux champignons, en général, qui ne possèdent pas d'amidon dans leurs tissus, il semble que pour ce motif ils ne puissent jamais acquérir de chlorophylle. *R. F.*

TSILINSKY. — **Une Mucédinée thermophile, Thermomyces lanuginosus** (*Ann. Inst. Past.*, 1899, I, 500).

L'auteur signale une nouvelle Mucédinée qui peut se cultiver entre 42° et 60° centigrades (l'optimum est de 54° à 55°). Elle n'est guère capable de se développer à 37° et encore moins à la température ordinaire.

Il l'a découverte sur une pomme ensemencée avec des parcelles de terre de jardin. Cet hyphomycète croît très bien sur tous les milieux nutritifs ordinaires solides ou liquides : c'est sur le pain blanc qu'il croît le mieux ; il se présente sous un aspect duveteux ; au bout de deux à trois jours, les conidies sphériques apparaissent sur les milieux solides, tandis que dans les milieux liquides les plus divers elles ne se sont jamais montrées. Il liquéfie lentement la gélatine ; il intervertit le suc de canne ; il ne manifeste pas d'amylase.

L'auteur signale également deux espèces d'*Actinomyces* végétant entre 48° et 68° (optimum 57°), qu'il a isolés de la terre et du fumier.

L'un d'eux, *Thermoactinomyces vulgaris*, a été rencontré dans les matériaux les plus divers ; il se présente sous la forme de filaments ramifiés au bout desquels apparaissent des renflements ronds ou ovoïdes qui sont les spores. Ces renflements grossissent et les spores, devenues tout à fait mûres, se séparent des conidies.

TARCHANOF. — **Lumière des bacilles phosphorescents de la mer Baltique** (C. R. Ac. Sc., 1901, 2, 246).

L'émission de lumière par les bacilles est une des manifestations de leur respiration : elle est intimement liée à la consommation de l'oxygène. Aussi un courant de bulles d'air traversant le liquide favorise-t-il la production de lumière, tandis qu'un courant d'acide carbonique l'éteint. Au repos, la couche lumineuse se concentre dans les couches superficielles du bouillon : cela dépend de la proximité de l'air, ainsi que des mouvements actifs des bacilles qui se dirigent vers l'oxygène.

Les anesthésiques, tels que l'eau chloroformée ou éthérisée ou alcoolisée, anéantissent la lumière des bacilles presque subitement. Certains poisons du système nerveux des animaux supérieurs (strychnine, curare) paraissent sans action. Le cyanure de potassium (qui agit sur les oxydases en général et même sur les corps catalytiques métalliques ou minéraux) éteint la lumière : il en est de même de l'essence d'amandes amères. Le chlorhydrate de quinine qui diminue les oxydations en général, en solution de 2 p. 100, éteint la lumière. Les acides sont nuisibles. Le sang, la lymphe, la salive, le suc pancréatique, l'urine sont à peu près indifférents. La bile éteint la lumière, il en est de même du suc gastrique, sans doute à cause de son acidité. Quant au suc intestinal, c'est le *seul agent* chimique qui *augmente* la luminosité des bacilles : cet effet n'est pas dû à l'alcalinité du suc, mais plus probablement à son

ferment qui, suivant les expériences faites au laboratoire de M. Panloff, serait le *ferment des ferments*.

La spermine de Piehl, agent des oxydations animales, restitue la lumière aux bouillons éteints par le cyanure de potassium ou par l'eau d'amandes amères.

La température optima serait 7° à 8°. Ils émettent encore de la lumière à —6°, on obtient ainsi de la glace lumineuse. A cette température, la lumière cesse, mais elle revient quand la glace fond.

Vers 36°, les bouillons s'éteignent mais ils se rallument après le refroidissement. L'échauffement jusqu'à 50° anéantit pour toujours la lumière des bacilles.

Les courants induits et galvaniques très forts, passant par des tubes horizontaux (bouchés) et contenant du bouillon lumineux, provoquent en quelques minutes la localisation de la lumière au pôle négatif où elle disparaît finalement. Cette localisation de la lumière au pôle négatif s'explique par l'entraînement des bacilles lumineux dans le sens du courant, malgré leur tendance vers l'oxygène qui se trouve au pôle positif. Mais l'introduction d'une bulle d'air dans un tube éteint par l'électricité fait d'ordinaire reparaître la lumière.

Grenouille lumineuse. — On introduit dans le sac lymphatique dorsal de la grenouille quelques centimètres cubes de bouillon lumineux. Le liquide pénètre dans les sacs lymphatiques voisins ainsi que dans le sang et illumine peu à peu le corps de l'animal et en particulier les parties transparentes. C'est surtout la langue de l'animal qui luit grâce à son sac lymphatique contenant une lymphe lumineuse. Les grenouilles lumineuses s'éteignent au bout de trois à quatre jours, sans doute à cause de la phagocytose qui détruit les bacilles ; l'animal revient à son état normal.

Ces expériences ne réussissent pas sur les animaux à sang chaud, puisque les bacilles phosphorescents s'éteignent vers 37°.

Errera (L.). — **Expériences relatives à l'action des rayons X sur un Phycomyces** (C. R. Ac. Sc. 1896, I, p. 787).

La Mucoracée *Phycomyces nitens* se courbe, comme on sait' quand elle subit l'influence asymétrique de beaucoup d'agents extérieurs, parmi lesquels il faut ranger, d'après Hegler, les ondes électriques de Hertz. On pouvait donc se demander si elle présentait une courbure en étant exposée, par l'une de ses faces, aux rayons X.

Les expériences faites par M. Errera ont donné un résultat négatif, il n'a pu constater aucune sensibilité du *Phycomyces* vis-à-vis de ces radiations. R. F.

Seckt (H.). — **Ueber den Einfluss der X Strahlen auf den pflanzlichen Organismen** (*Ber. der deustchen Bot. Gesellsch*, 1902, 87). **Influence des rayons X sur les organismes végétaux.**

Les rayons X produisent sur les poils du *Cucurbitaria Pepo*, au bout de un quart ou trois quarts d'heure d'exposition, une accélération dans les courants du protoplasme, et cette action se prolonge pendant un certain temps, de sorte que la vitesse du courant ne décroît ensuite qu'au bout de deux à trois heures. Dans d'autres cas

ils provoquent au bout d'une exposition de une heure et demie une plasmolyse, que l'auteur compare à celle que déterminent sur les *Spirogyra* des rayons électriques quelconques.

Sur le *Mimosa pudica*, ils provoquent le repliement des folioles ; de même sur l'*Oxalis corniculata*. Ils diminuent la turgescence de certaines cellules des feuilles de *Tradescantia Selloi* et en déterminent la fermeture. « Il est vraisemblable, conclut l'auteur, que les cellules ou les tissus qui dans les conditions normales réagissent facilement sous l'influence d'une diminution de leur turgescence, éprouvent sous l'influence des rayons X un abaissement considérable dans leur tension ».

JACKY (E.). — **Gezuckerte Bordeaux-brühe und die Bienenzucht.** (*Zeitschr. f. Pflanzenkrankh.*, 1901, 212).

Dans certaines localités, on ajoute à la bouillie bordelaise une certaine quantité de sucre, avec l'intention de la rendre ainsi plus adhésive.

Les abeilles ne sont pas attirées par cette liqueur sucrée et s'abstiennent d'y toucher. Cette pratique est donc sans danger pour l'apiculture.

DUMOUSSY (E.). — **La germination des grains de blé traités au sulfate de cuivre.** (*Ann. agronom.*, 1901, 257).

Les graines que l'on a fait tremper dans le sulfate de cuivre, notamment pour les préserver du Charbon des céréales, se développent parfaitement quand elles sont plantées dans le sol. Les racines sont indemnes parce que la petite quantité de sel adhérente à ces graines se diffuse naturellement dans le sol. Il n'y a donc pas lieu de redouter pour elles les effets nuisibles du cuivre qui se manifestent à des doses presque infinitésimales, d'après les expériences de Naegelé, Haselhof, Lœw, Otto, Coupen, Dehérain et Demoussy.

SAUVAGEAU (C.). — **Variabilité de l'action du sulfate de cuivre sur l'Isaria farinosa.** (*Bull. de l'Herb.* Boiss. 1894, p. 633).

Une dose très faible de sulfate de cuivre (1-0.5 par litre d'eau) suffit pour empêcher la germination des spores, mais ne les tue pas. Si l'on ajoute du bitartrate de potasse, les propriétés du sulfate de cuivre nuisibles à la germination ne se manifestent plus.

DEVAUX. — **De l'absorption des poisons métalliques très dilués par les cellules végétales.**

L'auteur a eu l'occasion d'observer l'empoisonnement de diverses plantes (*Elodea*, *Lemna*, *Ceratophyllum*) placées dans un aquarium où l'eau renouvelée était amenée par des conduites de plomb. Cette eau ne contenait que 1 à 3 dixmillionièmes de plomb. Cependant le métal avait été fixé par certaines cellules qui noircissaient fortement quand on les traitait par l'hydrogène sulfuré : c'étaient les cellules âgées qui condensaient le plomb dans leur protoplasma en mourant. Les cellules jeunes (celles en particulier des points végétatifs) avaient résisté au poison et restaient incolores quand on les traitait par l'hydrogène sulfuré.

Dans une solution de cuivre à deux dix-millionièmes, des *Spirogyres* vivants manifestent, déjà au bout d'une heure, certaines altérations dans la forme de la cellule et du noyau dûes à la présence du cuivre.

L'auteur a constaté que le métal est inégalement fixé par les diverses parties de la cellule ; ce sont d'abord ou exclusivement la membrane, puis le noyau et le nucléole, enfin le protoplasma.

Des coupes de pétioles d'*Aralia Sieboldi* plongées dans une solution à 1 dix millionième de cuivre (compté comme métallique) fixent déjà au bout de quelques heures une quantité de métal suffisante pour être décélée par le ferrocyanure de potassium.

Hétier (Fr.). — **Champignons vendus sur le marché d'Arbois.** (*Bull. soc. myc.*, 1902, 234).

Nous nous bornerons à relater ce que l'auteur dit des espèces qui ne sont pas ubiquistes ou qui ne sont pas habituellement consommées.

« A la suite des pluies douces d'avril, la *Bergère du printemps*, *Tricholoma Georgii*, se rencontre dans les prés : c'est le Mousseron du printemps dans la région des vignes. Dans celle des sapins, il est remplacé peu avantageusement par le *Tricholoma Crista* qui n'est point recherché en raison de son amertume. Dans le même moment apparaît la *Morille* (*Morchella rotunda*, rarement *hortensis*), qui est loin d'être un fin comestible : elle a une saveur qui rappelle celle des pâtes alimentaires et de plus elle devient coriace avec l'âge ; en un mot, cette espèce n'a, quant à la qualité, aucun rapport avec sa congénère des sapins, la *M. conica*.

Dans la première quinzaine d'août, quand la saison a été très pluvieuse, l'*Oronge* (*Amanita cæsarea*) apparaît dans quelques bois de la plaine, mais toujours en petit nombre.

La *Bergère d'automne* (*Clitocybe nebularis*), bonne avant son complet développement, devient plus tard trop aqueuse; le *Muscat* (*Tricholoma irinum*) dont l'odeur délicieuse d'iris lui a valu son nom populaire, est trop parfumé et vaut à peine le précédent. Ce qu'il y a de remarquable dans cette espèce, c'est que l'odeur qu'elle dégage est faible d'abord, puis qu'elle va en augmentant pour atteindre toute son intensité à l'époque de la putréfaction. On sait que le contraire existe presque toujours ; chez les Amanites, en particulier, les espèces les plus fines dégagent une odeur cadavérique à la décomposition.

Enfin, au moment où les premières gelées semblent avoir anéanti toutes les ressources culinaires fongiques, apparaît, de fin novembre à janvier, le *Clitocybe geotropa*. Dès le printemps, des lignes vertes arquées quelquefois très longues, marquent sa place dans nos pâturages, comme aussi pour beaucoup d'autres espèces. »

L'auteur passe ensuite à l'énumération des espèces qu'on a l'habitude de vendre desséchées : « L'hiver, les collecteurs de champignons des montagnes viennent présenter dans les ménages aisés leur récolte d'automne. Ce sont surtout de longs chapelets de *Saint-Germain* (*Hygrophorus pudorinus*) ; le *Pied gris* (*Clitocybe nebularis*), enfin le vulgaire *Mousseron rose* des près. Désséché, le *pudorinus* a une odeur caractéristique repoussante ; en cela il est loin de

ressembler au *Clitopilus Prunulus* dont l'odeur devient vraiment délicieuse ».

La *Morchella conica*, mets plus digne des dieux que l'Oronge des Césars, ne vient pas jusqu'à nous. Les provisions du printemps sont vite épuisées par quelques privilégiés de la fortune. Son prix fort élevé dépasse 100 francs le kilogr. dans les années de pénurie.

Cordier (Ch.). — **Essai sur la toxicité de quelques champignons avant et après leur dessiccation** (Thèse de Lyon, 1899).

La dessiccation doit évidemment avoir un effet différent sur les divers poisons contenus dans les champignons : on comprend que si ces poisons sont volatiles ou facilement altérables, elle les fasse disparaître.

Il est donc nécessaire, pour apprécier les effets de la dessiccation, de se livrer à une étude spéciale pour chaque espèce de champignon. L'auteur s'est occupé de rechercher pour chacune d'elles les essais qui ont été faits avant lui. De plus, il a fait soit sur les animaux soit sur lui-même de nouvelles expériences.

I. — Recherches antérieures.

Amanita phalloïdes. — Les poisons qui font de cette espèce la plus redoutable de toutes sont certainement fixes.

Cependant elle contient aussi, d'après Reveil, un poison volatil. Une eau distillée préparée avec une partie de champignon et deux parties d'eau (pour obtenir, par trois distillations successives, une partie d'eau distillée) a fait mourir à la dose de 60 grammes (en injection sous-cutanée) un cobaye en soixante-quinze minutes.

Du reste, cette eau distillée perd assez vite ses propriétés toxiques : au bout de quinze jours, elle devient inerte.

Amanita muscaria. — D'après Reveil, elle fournit une eau distillée toxique, mais celle-ci l'est beaucoup moins que celle que donne l'*Amanita phalloïdes.* 40 grammes d'eau distillée d'*Amanita muscaria* ont tué un lapin en quinze minutes.

Les auteurs allemands ont constaté que, si la Fausse-Oronge à l'état frais engourdit facilement les mouches, elle perd cette propriété après la dessiccation. D'autre part, la muscarine est sans action sur ces insectes ; on a donc conclu à l'existence d'un second poison (Harnak) disparaissant ou se détruisant par la dessiccation et propre à la Fausse-Oronge.

Quant à la muscarine qui est, parmi les divers alcaloïdes de la muscarine, le plus toxique, elle est un poison fixe et ne disparaît pas à la dessiccation.

Il est aussi certain que la dessiccation ne fait pas perdre à l'*Amanita muscaria* le principe enivrant qu'elle possède. En effet, les Samoyèdes qui l'emploient pour se procurer l'ivresse, commencent par la faire sécher, après l'avoir coupée en morceaux, et ce sont ces morceaux ainsi séchés qui leur servent, avec des feuilles d'*Epilobium augustifolium* et de *Vaccinium Oxycoccos*, à préparer leur breuvage de prédilection.

Ce même principe ne s'évapore pas et ne se détruit pas dans l'organisme. En effet, quand l'accès d'ivresse touche à sa fin, on retrouve dans l'urine le poison du champignon, et cette dernière possède les mêmes propriétés que le breuvage ; aussi, comme dans

ce pays, la Fausse-Oronge coûte cher et est un produit de luxe, les pauvres gens qui n'ont pas le moyen d'en acheter recueillent l'urine des buveurs et l'absorbent afin d'éprouver à leur tour les mêmes jouissances.

D'après Schmiedberg, le champignon usité dans cette contrée du Kamtschatka est exactement le même que celui qui croît en Europe; des fragments desséchés lui ayant été rapportés en 1870 du fond de la Sibérie, il y montra la présence de la muscarine et il ne constata aucune différence entre ces échantillons et ceux d'Allemagne.

Amanita pantherina. — Inoko (1) a retiré de l'*Amanita pantherina* desséché 1 pour 100 d'alcaloïde consistant pour la majeure partie en choline, le reste en une base identique à la muscarine de la Fausse-Oronge.

Toutefois, d'après le même auteur, l'*A. pantherina* perdrait, par la dessiccation, une partie de ses propriétés.

A l'état frais, il est employé au Japon comme tue-mouches; mais sec, il perd son effet.

Amanita rubescens, Amanita vaginata. — Bertillon a expérimenté, sur des chiens, en injections sous-cutanées, le suc frais et le suc cuit. Le suc frais a causé la mort, tandis que le suc cuit n'a déterminé aucun accident.

Clitotybe nebularis. — Le suc frais serait toxique, d'après Bertillon. On sait, au contraire, qu'il est comestible quand il est cuit.

Bolets. — Letellier, analysant les Bolets dont la chair change de couleur quand elle est exposée à l'air, ne leur trouva comme substance nuisible qu'une quantité énorme (pouvant atteindre 13 p. 100 de leur poids) d'un mucilage gluant ou bassorine, identique à la mycétide de Boudier. « Ces champignons, dit-il, absorbent par trituration cinq fois leur poids d'eau qu'ils rendent si filante qu'elle ne peut ressortir à la presse. Les champignons qui contiennent le plus de mucilage après ceux-ci n'en offrent pas moitié. Les Bolets comestibles ne donnent que 4 pour 100 et le *Boletus edulis* seulement 1,6 pour 100 ». C'est, d'après Letellier, à la présence de ce mucilage que la plupart des Bolets à chair changeante doivent leurs propriétés indigestes. Toutefois, quand ils ont été desséchés, ce mucilage se durcit et ne redevient plus filant : leur action nuisible dans l'estomac serait donc ainsi sans doute annulée.

Lactaires et Russules. — La plupart des Lactaires et des Russules perdent leur âcreté si la cuisson est complète au degré convenable ; ou du moins cette âcreté est à peine sensible, de sorte que les champignons ont seulement un goût plus relevé (Boudier).

Il en est ainsi même des terribles *Lactarius necator* (= *L. rufus*) et *Lact. torminosus.* Paulet a pu après dessiccation donner aux animaux sans inconvénient cette dernière espèce qu'il appelle *Mouton zoné*, et Letellier a constaté la même innocuité sur lui-même.

La simple dessiccation ne suffit pas toujours pour faire disparaître l'âcreté. Bien souvent, il est besoin d'employer un procédé plus rapide et plus efficace comme la cuisson sur le gril ou sur des char-

(1) *Arch. f. experim. Pathol.*, XXVII.

bons ardents, employée par des charbonniers ou des bûcherons dans certaines forêts, par exemple en Allemagne : « C'est ainsi que peuvent être mangées, dit Bertillon, les espèces les plus vénéneuses, telles que *L. controversus*, *L. necator*, *L. piperatus* et sans doute *L. vellereus*. »

D'après Krapt, les propriétés très vénéneuses de la *Russula emetica* ne sont altérées ni par l'ébullition ni par la dessiccation. D'après Lewin, au contraire, desséchée à 40 ou 50 degrés, elle ne conserverait plus qu'un goût amer remplaçant l'âcreté brûlante primitive.

II. — Recherches personnelles de M. Cordier.

L'auteur, — après ses recherches bibliographiques dont nous n'avons fait qu'indiquer quelques points, — s'est livré à des expériences personnelles qui constituent la partie originale de son travail. Après avoir fait sécher les champignons à l'air libre, il les réduisait en poudre. Il les administrait alors à des animaux ou bien il les ingérait lui-même, comme on le verra par les observations suivantes où le poids indiqué répond au poids de *matière fraîche*.

Amanita muscaria. — Un échantillon, pesant 140 gr. à l'état frais, ne pesait plus que 14 gr. 20 à l'état sec. Le poids du champignon se trouvait donc réduit par la dessiccation à environ le dixième du poids primitif.

Une quantité d'extrait hydroalcoolique préparé avec le champignon desséché et correspondant à 115 gr. de champignon frais a été donnée sans résultat à un jeune lapin.

De plus, l'extrait correspondant à 20 gr. de champignon frais n'a produit chez l'auteur aucun symptôme morbide (1).

Amanita pantherina. — 130 gr. de champignon frais, ayant été desséchés, ont été administrés à un lapin sans résultat.

Amanita citrina. — L'auteur en a absorbé impunément trois pieds desséchés correspondant à environ 35 grammes de champignon frais.

Lactarius piperatus. — Une quantité de poudre représentant 70 gr. de champignons frais a été accommodée en préparation culinaire. L'amertume en était considérable, mais aucun symptôme fâcheux n'a été observé.

Quand ce champignon a été chauffé à 150°, il perd son âcreté et son amertume qui ne reviennent pas, alors qu'on le fait tremper dans l'eau tiède.

Lactarius rufus. — 25 gr. absorbés après dessiccation : effet nul.

Lactarius mammosus. — 60 gr. absorbés après dessiccation : effet nul.

Lactarius theiogalus.— 45 gr. de champignon frais ont été desséchés, puis administrés à un lapin : aucun effet.

Russula pectinata. — 45 gr. desséchés : aucun effet chez l'homme.

Russula Queletii. — 20 gr. desséchés : aucun effet chez l'homme.

(1) Bulliard a mangé deux onces de Fausse-Oronge fraîche sans en ressentir d'accident.

Russula furcata. — 25 gr. desséchés : aucun effet chez l'homme.

Russula emetica. — 15 gr. de champignon frais, ayant été desséchés, puis absorbés par l'auteur, ont provoqué des embarras gastriques : résultat douteux.

Boletus erythropus, *Boletus olivaceus.* — Une quantité de chacun de ces champignons correspondant à 100 gr. de frais, n'ont produit chez l'homme aucun symptôme.

Boletus luridus. — Un pied desséché : aucun effet sur l'homme.

Hypholoma sublateritium. — 150 gr. desséchés : aucun effet sur l'homme.

Hypholoma fasciculare. — 65 gr. desséchés ont provoqué quelques renvois gazeux. L'auteur est persuadé qu'une dose plus considérable de ce champignon n'aurait pu être tolérée.

Mycera pura, *Collybia dryophila.* — Une certaine quantité n'a produit aucun effet.

Hydnum repandum. — 70 gr. desséchés ont donné une poudre très âcre, mais sans action physiologique chez l'homme.

Helvella esculenta. (Echantillons secs du commerce.) — Extrait alcoolique à chaud, repris par l'eau ; une quantité correspondante à 15 gr. de champignon sec a été injectée sous la peau à un cobaye : aucun résultat. Extrait aqueux à chaud : une dose représentant 6 grammes de champignon sec a tué un cobaye. Comment, se demande l'auteur, expliquer cette action toxique dans un champignon où Boström a démontré, quand il est sec, la disparition de l'acide helvellique.

M. Cordier a, pour cette espèce, *Helvella esculenta*, fait une analyse très complète du remarquable travail de Boström et nous avons pensé intéresser nos lecteurs en reproduisant, dans l'article bibliographique suivant, cette analyse.

En effet, comme le dit M. Cordier, ce travail ayant paru en langue allemande, on n'en connaît guère en France que des traductions très abrégées publiées dans des journaux spéciaux, de sorte qu'il n'est connu que de quelques toxicologistes et qu'il est presque ignoré de la plupart des mycologues. (Voir *infrà*, page 140).

III. — Conclusions

Les conclusions de l'auteur sont les suivantes :

Les Amanites sont vénéneuses après comme avant la dessiccation : certaines d'entre elles perdent cependant un peu de leur toxicité en séchant.

Les Russules et les Lactaires étudiés par l'auteur perdraient tout ou partie de leur âcreté ; à une température élevée, ils la perdraient totalement. Ils lui ont paru pouvoir être mangés impunément sauf la Russule émétique.

La dessiccation rendrait inoffensifs certains Bolets en agissant sur l'énorme quantité de mucilage qu'ils renferment : ce mucilage desséché ne reprendrait plus, au contact de l'eau, la propriété de l'absorber et de se gonfler.

L'on ne peut, à notre avis, considérer comme absolument définitifs les résultats de ces expériences. L'auteur, du reste, nous prévient lui-même qu'il a manqué de matériaux pour les varier et les

compléter. — En tout cas, elles sont très intéressantes et il est à souhaiter que l'auteur continue, poursuive et complète ce qu'il a si bien commencé.

Boström. — **Ueber die Intoxicationem durch die essbare Lorchel** Helvella esculenta (*Deutsches Archiv. für klinische Medicin*, XXII, 1882, 75 pages). **Sur les empoisonnements par l'Helvelle comestible.** (D'après la thèse précédemment analysée de M. Cordier).

I. Bibliographie.

Boström passe en revue les cas d'empoisonnements déjà observés. La première observation est de Krombholz en 1829 : la femme d'un charbonnier et son fils mangent des Helvelles et meurent ; l'autopsie montre que la mort est dûe à l'usage de ces champignons. Lorinser nous apprend que dans cet endroit les travailleurs des forêts et notamment les charbonniers calment souvent leur faim avec cet aliment. Les observations se multiplient au moment où la question est le plus débattue. Fodéré publie un cas, Wolf (1834) nous montre une famille de cinq personnes empoisonnées. En 1844, Berger voit trois cas présentant l'aspect d'une attaque cholériforme. Les cas se succèdent ; une famille de six personnes dont deux succombent ; Schubert, Kobert (1846), six personnes mises en danger pendant deux jours par une violente gastro-entérite ; Hamburger, huit personnes atteintes d'accidents à forme typhique (l'une reste quinze jours dans cet état) ; Schulzer, trois personnes sur six succombent.

II. Symptomatologie et Anatomie pathologique.

Quels sont les symptômes de ces empoisonnements ?

Les premiers signes apparaissent de quatre à six heures, quelquefois dix heures après le repas ; ce sont le plus souvent un mal de cœur, une oppression douloureuse et spasmodique, des vomissements, du vertige et un abattement extrême ; quelquefois de la diarrhée et des douleurs abdominales. Des convulsions terminent la scène et annoncent la guérison qui survient de la vingtième à la quarante-quatrième heure. Chez les malades en voie de guérison, il persiste souvent, pendant longtemps, un état somnolent et comateux ou bien un abattement plus ou moins prolongé.

Ces symptômes n'ont rien de caractéristique et sont ceux de tous les empoisonnements par les champignons, ce qui se comprend, dit l'auteur, puisqu'ils sont en rapport avec des phénomènes de gastrite.

Seul l'ictère tantôt partiel, tantôt général, observé par Krombholtz, Keber et Mecklenburg, qui existait aussi dans l'observation rapportée par Maurer et Boström, paraît, à un certain degré, propre à l'empoisonnement par l'*Helvella esculenta*.

Voici les lésions observées par Boström dans les cas dont il a été témoin :

1° Enfant de huit ans. Mort après usage d'*H. esculenta*.

Relâchement et hyperhémie médiocre de la muqueuse de l'estomac et de la partie inférieure de l'œsophage. Congestion du foie, des reins et particulièrement de la rate ; forte congestion du cerveau. Sang foncé, en grande partie liquide. Ictère peu prononcé. Ascarides lombriculaires et oxyures vermiculaires ;

2° Fille de seize ans. Sang foncé, complètement liquide. Ictère

peu prononcé. Congestion des reins, plus marquée pour la rate. Ramollissement gélatineux de l'estomac. Gonflement emphysémateux partiel et relâchement de la muqueuse stomacale. Foie gras. Petite inflammation chronique des follicules clos du petit et du gros intestin. Inflammation chronique et induration des ganglions bronchiques. Oxyures vermiculaires.

La recherche d'un empoisonnement par autre chose n'a donné aucun résultat.

III. Expériences personnelles faites par Boström.

A la suite de ce cas d'intoxication, Boström a entrepris des expériences qu'il a poursuivies pendant trois ans et dont voici brièvement les résultats :

Expérience I. — Des Helvelles toutes fraîches sont mises à bouillir pendant un quart d'heure avec de l'eau ; les champignons sont donnés à un chien qui ne présente ensuite aucun symptôme. La décoction filtrée, donnée presque tout entière à un chien griffon, le fait mourir.

Exp. II. — Montre avec l'expérience I que les Helvelles comestibles cuites à l'eau bouillante (que l'on a ensuite rejetée) sont absolument inoffensives et que, par conséquent, la bonne Helvelle, qui est connue comme comestible, contient une substance toxique soluble dans l'eau bouillante.

Exp. III. — Les décoctions de petites quantités d'Helvelles ont une action toxique manifeste.

Exp. IV. — Une décoction de 100 grammes d'Helvelles sèches venant de Nuremberg dans 100 grammes d'eau n'a pas le moindre effet toxique.

Exp. V. — Même résultat avec des Helvelles sèches de Wimsiedel. L'eau de cuisson et le liquide de macération d'Helvelles desséchées ne contiennent plus de substance toxique.

Exp. VI. — La substance toxique, qui existe dans les Helvelles fraîches et produit des effets si délétères, n'existe plus du tout dans les Helvelles desséchées ; elle est peut-être d'une nature fugace et disparaît probablement peu à peu pendant la dessiccation avec l'eau qui s'évapore ou bien se détruit. Plus les Helvelles sont fraîches et jeunes, plus le poison qu'elles contiennent, est abondant et actif ; plus elles sont âgées et pauvres en eau, moins elles sont dangereuses, puisque la perte en eau et la diminution du poison vont de pair.

Exp. VII. — Une dose supérieure à 110 grammes est mortelle pour un chien de taille moyenne.

Exp. VIII. — Les Helvelles suspectes pour Krombholz (*H. suspecta* Krombh.) agissent absolument comme celles qui, pour lui, étaient comestibles.

En outre, on constate l'apparition de pigment biliaire et de cristaux d'hématoïdine dans l'urine ; ils apparaissent tous deux le quatrième jour, en même temps que cessent l'excrétion d'hémoglobine et l'ictère.

Exp. IX. — Ces deux dernières expériences montrent que, dans une intoxication qui ne se termine pas par la mort, l'hémoglobine disparaît de l'urine le quatrième ou le cinquième jour ; par contre, l'albumine seulement le septième ou le huitième ; le pigment biliaire et l'hématoïdine, le dixième environ.

Une décoction de 100 grammes n'est par mortelle ; quand la dose est plus forte, la mort survient au bout d'un temps plus ou moins long.

Exp. X. — Avec 220 grammes, le chien meurt au bout de vingt heures.

Exp. XI. — Une décoction de 90 grammes est introduite chez un chien vigoureux au moyen de la sonde œsophagienne. Bientôt il boit beaucoup d'eau, vomit fréquemment et rend une quantité considérable d'urine, presque complètement noire, vingt-quatre heures après.

Arrivé là, Boström apprend que certaines personnes ont l'habitude de manger des Helvelles crues. Il en essaie alors l'effet :

Exp. XII. — 40 grammes d'Helvelles crues sont données à un petit chien : vingt-six heures après ; urine trouble, brun rouge ; plus foncée trente heures après ; redevenue claire au bout de quarante-huit heures.

Les *Expériences XIII* et *XIV* sont faites avec des Helvelles fraîches données à des doses presque mortelles ; l'hémoglobinurie est peu importante, l'état général reste bon ; mais aussi les Helvelles avaient été exposées pendant trois jours au soleil et ne pesaient plus que 80 grammes au lieu de 100 ; elles avaient donc perdu 20 grammes d'eau et la plus grande partie de leur poison.

Exp. XV et *XIV* faites avec des Helvelles exposées pendant dix jours dans une chambre *humide*. Les Helvelles déjà en putréfaction n'agissent que d'une façon peu intense.

Exp. XVI. — On fait cuire pendant une demi-heure 90 grammes d'Helvelles dans 300 grammes d'eau ; on ajoute à celle-ci une quantité de sel suffisante pour donner une saveur salée. Le chien à qui on la donne reste bien portant. Le poison a peut-être formé avec le sel une combinaison inactive, n'ayant plus la propriété de dissoudre les globules du sang.

Enfin, Boström a retiré de la décoction d'Helvelle, en la précipitant par l'alcool, des cristaux. Ceux-ci, dissous dans l'eau, injectés sous la peau d'une grenouille, ont déterminé la mort.

IV. Conclusions de Boström.

Voici maintenant les conclusions auxquelles s'arrête Boström :

L'Helvelle contient, en toute circonstance, un poison extrêmement violent et serait à rayer de la liste des champignons comestibles, si elle ne cessait d'être nuisible par l'ébullition avec rejet de l'eau de cuisson ou par l'emploi de l'eau salée.

Parfaitement desséchée, elle devient inoffensive ; elle le devient peu à peu par la dessiccation.

L'espèce décrite par Krombholz sous le nom d'*Helvella suspecta* n'existe pas.

Le poison de l'Helvelle est très soluble dans l'eau chaude, un peu dans l'eau tiède, presque pas dans l'eau froide : il est très instable et se décompose très facilement.

C'est un poison du sang enlevant rapidement l'hémoglobine des globules rouges et produisant de l'hémoglobinurie et un ictère de nature hématogène.

Ajoutons, pour compléter les patientes recherches de Boström, que Böhm et Kultz ont retiré de l'extrait alcoolique du champignon un composé présentant les mêmes propriétés toxiques que ce dernier et qu'ils ont appelé *acide helvellique*.

Dumont. — **Les causes d'infécondité des sols tourbeux** (C. R., Ac. Sc., 1901, II, 1243).

L'auteur conclut de ses recherches :

1° Que le défaut de nitrification des sols tourbeux a pour cause efficiente un état particulier de la matière azotée qui se trouve contenue dans ces sortes de terres et qui se traduit toujours par un défaut absolu d'ammonisation ;

2° Que dans ces sols tourbeux le rapport de la potasse à l'azote est dix fois moindre que dans les sols ordinaires ;

3° Qu'il suffit d'incorporer au sol du carbonate de potasse ou des matières pouvant l'engendrer par double décomposition pour rendre l'humus nitrifiable en favorisant l'action des ferments ammoniacaux.

Kobert. — **L'acide helvellique** (Traduit du *Lehrbuch der Intoxicationen*, Stuttgart, Enke, 1893).

L'Helvelle comestible, *Helvella esculenta*, que l'on désigne souvent à tort sous le nom de morille qui ne convient qu'à la *Morchella esculenta*, est vénéneuse quand elle est fraîche. Elle le doit à l'acide helvellique qu'elle contient, d'après les recherches de R. Böhm et celle de Külz. L'action de l'extrait aqueux avait été étudié auparavant par E. Bostrœm et par E. Ponfick; ces deux auteurs ont démontré que l'Helvelle sèche n'est pas vénéneuse et que le principe vénéneux peut être enlevé à l'Helvelle fraîche par le moyen de l'eau bouillante, de telle sorte que la décoction est très vénéneuse, tandis que le champignon dont on a exprimé le décocté ne l'est plus. Cette propriété que le champignon possède de perdre ses propriétés vénéneuses par la dessiccation, établit une différence tranchée avec l'Amanite bulbeuse et le Tue-Mouches qui, desséchés, conservent même au bout de dix ans leurs principes vénéneux. L'effet de la décoction a été éprouvé par ces deux auteurs sur des chiens qui la mangent avec plaisir. Les animaux tombent gravement malades et, comme dans l'empoisonnement par la phalline, l'on observe la dissolution des globules sanguins et tous les symptômes qui en sont la conséquence, tels que les nausées, les vomissements, l'hémoglobinurie, l'ictère, l'obstruction des reins, l'urémie. Ponfick insiste sur l'apparition de méthémoglobine, tandis que Bostrœm ne la mentionne pas. Par contre, Bostrœm signale l'apparition de bouchons d'hémoglobine dans l'urine. Les deux auteurs ont recueilli un certain nombre de publications desquelles il résulte que ce genre d'empoisonnement n'est pas rare dans les provinces baltiques et que les symptômes observés sur les hommes concordent avec ceux que l'on a observés sur les animaux. Comme pour la phalline, on note ici des troubles cérébraux (de nature urémique) consistant dans de la mydriase du trismus, du délire du tétanos, de la somnolence et du coma; on a observé aussi l'irrégularité de la respiration et l'accélération du pouls. Bostrœm a lui-même fait l'autopsie de plusieurs personnes qui avaient ainsi succombé. J'ai fait des recherches à Dorpat plusieurs années de suite, à l'époque des morilles, avec des exemplaires que j'avais envoyé chercher sur le marché ou qui avaient été spécialement recueillis pour moi. De ces recherches faites avec le jus fraîchement exprimé, je puis conclure que l'action

vénéneuse est très variable, surtout avec celles qui ont été achetées sur le marché : tantôt le suc d'une seule morille est très vénéneux ; tantôt, au contraire, celui d'un grand nombre ne l'est que fort peu. Cela tient en partie à ce que les propriétés vénéneuses s'affaiblissent extrêmement dans l'intervalle de deux jours au bout desquels les paysans apportent leurs marchandises au marché ; cela tient aussi à ce que la quantité de poison paraît dépendre du temps, des conditions de température dans lesquelles le champignon a crû, ainsi que du lieu dont il provient et de son âge.

Quant à la question de savoir si l'acide helvellique se rencontre dans aucune autre espèce de champignon, par exemple dans la vraie morille (*Morchella esculenta* Pers.), je ne sais point si elle a été étudiée. Il n'existe aucun antidote contre l'empoisonnement par l'Helvelle. A ma connaissance, personne d'autre que moi n'a encore fait de recherches en ce qui concerne l'action, sur le sang, de l'acide helvellique pur, c'est-à-dire extrait du sel de soude.

Thérapeutique. — Certains peuples, malgré leur grande prédilection pour les champignons, ne mangent pas de morilles qu'ils traitent avec mépris de mamelles de vache (*Kuhzitze*). Nous autres Allemands nous les mangeons volontiers ; mais c'est après les avoir auparavant desséchées ou, dans le cas où nous les mangeons fraîches, après les avoir fait bouillir à l'eau chaude afin de leur communiquer une saveur plus agréable. Il n'existe aucun traitement fondé sur la puissance d'un antidote. Nous pouvons seulement évacuer les matières contenues dans le canal intestinal et combattre les symptômes.

L'autopsie montre un ictère de la peau, une coloration d'un brun rougeâtre de la sclérotique ; la diffusion d'hémoglobine dans les cavités du corps, le gonflement des reins et l'obstruction des canalicules par de l'hémoglobine en cristaux ou en masses sphériques (bouchons de Bostrœm) ; dans la rate il y a des infractus d'hémoglobine, il en existe aussi dans la moelle des os. Les hémorrhagies multiples, la dégénérescence graisseuse du foie sont bien moins prononcées dans ce genre d'empoisonnement que dans celui causé par l'amanite bulbeuse, aussi pouvons-nous le considérer comme une forme atténuée de l'empoisonnement par la phalline.

Recherche du poison. — Ici, comme pour l'Amanite phalloïde, nous manquons d'un réactif chimique. Tous nos efforts doivent tendre à retrouver dans l'intestin quelques fragments du champignon que nous puissions reconnaître par les caractères microscopiques.

Bibliographie. — E. Ponfick, *Virch. Arch.* Bd 88, 1882, p. 445.
E. Bostroem. *Deutsch. Arch. f. klin. Med.* Bd 32, 1886, p. 209.
R. Böhm et Külz. *Arch. exp. P.* Bd. 19, 1885, p. 403.
Wettstein. *Wiener kl. W.* 1890, n° 15.

GESSARD. — **Etudes sur la tyrosinase** (*Ann. Inst. Pasteur*, 1901, 593).

La tyrosinase, que l'on extrait d'un grand nombre d'espèces de champignons et qui constitue le ferment oxydant de la tyrosine, a ceci de particulièrement intéressant, c'est qu'elle porte son action diastasique sur un corps cristallisé, de composition bien connue et

relativement simple, qui doit faciliter l'étude des transformations qu'elle imprime, et, en outre, c'est qu'elle révèle d'abord cette action par une production de couleur, d'observation facile sans le secours d'aucun autre réactif.

L'auteur étudie, dans un article que nous avons déjà reproduit (1), cette couleur en elle-même et en tant que traduction à nos yeux de l'action de la diastase. Il s'applique encore ici à déterminer toutes les conditions qui sont de nature à influer sur elle ou sur sa production. Il traite également de l'action empêchante que certains corps peuvent exercer sur elle : par exemple l'eau distillée ajoutée à la dose de cinquante gouttes retarde d'un mois l'apparition de la coloration ; le phosphate d'ammoniaque, ajouté à la dose de 1 centigramme, la retarde de trois jours ; à la dose de 5 centigrammes, la retarde de neuf jours. Cette période de retard que présente la tyrosinase ne paraît pas avoir été jusqu'à présent observée sur aucune autre diastase. En général, ou bien les diastases entrent en action aussitôt qu'elles sont mises en contact avec leur substance passive, ou bien c'est l'ajournement définitif de leur action que l'on signale du fait de la température, de la viscosité, de l'extrême dilution. Que se passe-t-il ici ? Il faut bien admettre que ce temps d'inertie apparente est employé à un travail tout intérieur de préparation, qui échappe à nos moyens d'investigation actuels.

Certaines matières organiques ont une action empêchante analogue, par exemple l'albumine; M. Gessard a même pu, en injectant à des lapins de la tyrosinase, obtenir un sérum qui avait des propriétés inhibantes, c'est-à-dire qui était capable de retarder de plusieurs jours l'apparition de la coloration que la tyrosinase détermine sur la tyrosine. Cette expérience démontre qu'il est possible de renforcer le pouvoir empêchant du sérum des animaux vis-à-vis la tyrosinase, — tout comme cela est possible vis-à-vis des autres diastases et des toxines.

L'organisme vivant se charge lui-même de fabriquer un *anticorps*, une sorte d'*anti-tyrosinase*.

GESSARD. — **Variété mélanogène du bacille pyocyanique** (*Ann. de l'Inst. Pasteur*, 1901, p. 817).

On doit à Cassin la découverte d'un microbe que Radois a identifié avec le bacille pyocyanique, en même temps qu'il lui reconnaissait la propriété nouvelle pour cette espèce bactérienne de donner naissance, dans certains milieux, à un pigment rouge, puis noir. Gessard a constaté que l'aptitude de ce microbe à produire le pigment rouge est subordonnée à la présence de la tyrosine dans le milieu de culture et il a assimilé ce pigment au pigment de même couleur que donne la tyrosine sous l'influence de sa diastase oxydante, la tyrosinase. Le microbe emploie une autre diastase, la trypsine, pour amener la tyrosine des matières albuminoïdes sous l'état où sa tyrosinase peut agir sur elle. *E. Griffon.*

(1) Gessard. *Sur la tyrosinase.* (*Rev. mycol.*, 1901, p. 39).

FARMETI. — **Intorno al Boletus Briosianus Far., nuova ed interessante specie di Imenomicete conscripte acquifere e clamidospore** (*Atti dell'Istituto Bot. dell'Univ. di Pavia*, 1901, avec 3 planches coloriées). **Sur une nouvelle espèce de bolet, BOLETUS BRIOSIANUS, pourvue de réservoirs aquifères et de chlamydospores.**

L'auteur décrit une nouvelle espèce de Bolet, qu'il a rencontrée aux environs de Pavie et qu'il a dédiée au professeur Briosi.

Le *Boletus Briosianus* se distingue des autres espèces par la structure de la cuticule du chapeau qui se compose d'hyphes palissadiques, dressées et contient des réservoirs à eau (*Wasserkrypten*). La longueur du stipe le distingue du *Boletus pascuus* Persoon, qui en est l'espèce la plus voisine.

Vis-à-vis les endroits occupés par les réservoirs à eau (de 2 à 5 mm. de diamètre), la cuticule palissadique atteint une épaisseur de 0,5 mm., et va ensuite en diminuant, de sorte qu'entre les réservoirs elle n'a plus qu'une épaisseur de 180 μ. Sous l'action de l'hygroscopicité, les réservoirs se contractent et expulsent des gouttes d'eau.

L'auteur a aussi observé des chlamydospores sur le chapeau : elles sont bicellulaires et rappellent les téleutospores des Urédinées, elles ressemblent du reste à celles qu'on a déjà observées chez d'autres Agaricinées.

ROLLAND (L.). — **Une nouvelle espèce de Ganoderma, G. Lionnetii.** (*Bull. Soc. myc.*, 1901, avec 1 planche coloriée).

Cette espèce possède ce curieux caractère, que la surface supérieure du chapeau présente des mèches rayonnantes qui se trouvent empâtées dans la croûte qui le recouvre.

Voici la diagnose de cette espèce lignicole rapportée de l'isthme de Panama, par M. Lionnet.

Pileo applanato, haud crasso, spadiceo-umbrino ut valva orbiculato, superficiem crustaceam, tenuem, fragilem, *rugis profundis, radiantibus plùs minùsve longis, capillationis ad instar percussam* et sulcis manifeste zonatam præbente, ad limbum acuto.

Hymenio margine sterili pallescente cincto et tubulis tenuibus, longis, brunneis, in senectate stratosis prædito.

Poris polygoniis, denticulatis, minutissimis, dilutioribus, primum albofarctis.

Substantia floccosa, elastica, tenaci, brunneo-rufa, in partibus obsoletis canescente, fibris ramosis, prælongis, sinuatis, intricatis, 4 μ latis efformata.

Sporis ovatis, ad basin hyalino truncatis, lævibus, 8 μ = 5, medio fulvis, ad circuitum brunneo concretis.

VAN BAMBEKE. — **Sur un exemplaire monstrueux de « Polyporus sulfureus »** (*Bull. soc. myc.*, 1901).

Cet exemplaire rappelle par sa forme les bois du cerf. Il s'est développé sur le bois d'une galerie de mine souterraine, dans une obscurité complète et dans une atmosphère chaude et humide.

Il possède l'odeur particulière du *Polyporus sulfureus* rappelant celle de l'urine.

De plus, il présente les caratères que M. de Seynes (1) a décrits chez cette espèce, notamment des conidies internes ou endocarpes, ainsi que des conidies de la surface ou épicarpes.

La surface du champignon est recouverte de verrues couronnées de houppes de poils. Ces verrues paraissent les derniers vestiges des tubes avortés du polypore, et les poils, les dernières traces des basides stériles.

M. P. Vuillemin (2) a, en effet, observé et décrit une forme intermédiaire entre cette forme monstreuse qui nous occupe, et la forme normale. Les tubes y étaient encore représentés par des alvéoles dont les orifices étaient garnis de poils.

Ces poils sur l'exemplaire de M. Van Bambeke offrent souvent des conidies portées sur une partie effilée en forme de stérigmate.

Vuillemin (Paul). — **Trichosporum et Trichospories** (*Archives de parasitol.*, 1902, 1 38). — **Un nouveau cas de trichosporie observé à Nancy** (1902, 1, 316). Planche CCXXVII fig. 1 à 12.

L'auteur a observé un champignon parasite formant un enduit sur les poils de la moustache (voir fig. 1) ; il est formé de cellules à peu près sphériques de même taille, logées dans une gangue gélatiniforme et à reflet verdâtre. Il n'envahit que le poil lui-même et nullement le bulbe, le follicule pileux ou la peau ; il est même, sur le poil, limité aux cellules les plus superficielles (épidermicule). Seulement le parasite, en se desséchant, devient dur et cassant et amène la rupture ou la dissociation du poil.

L'auteur a pu l'identifier avec le champignon des chignons de Beigel, désigné à tort par Rabenhorst en 1867 sous le nom de *Pleurococcus Beigeli*, auquel l'auteur substitue le nom de *Trichosporum Beigeli*.

Le *Trichosporum Beigeli*, à l'état parasitaire, se compose (fig. 2) de cellules de 2 μ, 5 à 4 μ, 5 avec un noyau unique, assez gros. Les cellules sont rondes et réunies par un mucilage provenant d'une modification de leur membrane. Primitivement elles étaient unies en filaments cylindriques dont on retrouve des vestiges au milieu de la nodosité et surtout sur ses bords.

En culture, le champignon donne des cellules plus volumineuses et des filaments qui, par leurs ramifications et leur désarticulation, sont analogues à l'*Oïdium Lactis* (fig. 10, culture de quatre jours sur betterave). On trouve des chlamydospores dans de vieilles cultures, mais pas d'organes reproducteurs spéciaux.

A l'œil nu, les cultures sur solides ont un aspect cireux et des contours sinueux rappelant les circonvolutions du cerveau. Les filaments forment non seulement une auréole au contact du support, mais encore des touffes dressées dans l'atmosphère humide.

M. Vuillemin a eu l'occasion d'observer plus récemment un second cas de trichosporie de la moustache, produit par le même champignon : ici le *Tr. Beigeli* avait produit des lésions un peu

(1) De Seynes. *Recherches pour servir à l'histoire naturelle des végétaux inférieurs*. II. *Polypores*.

(2) Vuillemin. *Remarques sur la production des Hyméniums adventices*. (Soc. myc., 1901, p. 29).

plus profondes et plus tenaces sur les poils de la barbe et de la moustache, tout en restant limité à leur partie libre.

« Les champignons décrits jusqu'à ce jour comme parasites des poils de l'homme se ressemblent par leur mode de végétation ; ce sont des filaments ramifiés, très enclins à se fragmenter en articles courts, cylindriques ou arrondis, à la façon de l'*Oïdium Lactis*. En dehors de cette propriété frappante, on ne leur connaît pas de caractère botanique assez fixe, assez important pour marquer leur place dans la série des familles naturelles. Pour s'adapter aux besoins de la conservation ou de la dissémination, ils enveloppent leurs cellules végétatives de kystes durables ou les dissocient en boutures légères; mais on ne connaît chez eux aucun de ces organes reproducteurs définis qui servent à distinguer les ordres, aucun de ces appareils conidiens anémophiles qui caractérisent les groupes accessoires. Le nom de *spores* que l'on donne vulgairement à ces fragments mycéliens adaptés à la dispersion n'est pas sans inconvénient; car, bien qu'il doive s'entendre dans un sens purement physiologique, il fait songer à des organes d'une tout autre valeur morphologique. Nous lui préférons l'expression d'*articles sporiformes*. »

L'auteur propose d'appliquer à ce groupe empirique le nom d'Arthromycètes qui rappelle l'émiettement des articles, tout comme celui de Blastomycètes indique le bourgeonnement de globules levuriformes, sans préjuger la question des affinités botaniques. Les subdivisions de ce groupe sont : *Achorion*, *Trichophyton*, *Microsporum* pour les champignons qui s'attaquent au poil jusque dans la région folliculaire, d'une part, et le genre *Trichosporum* pour ceux qui forment un revêtement limité à la partie libre du poil.

Ce genre *Trichosporum*, d'après les recherches bibliographiques et les cultures de l'auteur, comprend actuellement quatre espèces : *Tr. giganteum* Behrend (*piedra* de la Colombie) dont les articles, aussi longs que larges, atteignent 10 et 12 μ; *Tr. ovoides* Behrend dont les cellules sont ovoïdes et plus petites tout en dépassant 6 μ; *Tr. ovale* Unna offre des dimensions analogues, mais des éléments plus grêles et plus régulièrement ovales; et enfin le *Tr. Beigeli* (*Pleurococcus Beigeli* Rabenh. — *Hyalococcus Beigeli* Caro).

Explication de la planche CCXXVII, fig. 1-12,
Trichosporum Beigeli Vuill.

Fig. 1. — Aspects de poils de moustache revêtus de gaînes parasitaires (à un faible grossissement), la figure à droite représente un poil fendu sur son trajet ; la figure à gauche, un poil fendu à l'extrémité libre.

Fig. 2. — Portion supérieure d'une gaîne cryptogamique en coupe longitudinale ; on distingue l'épidermicule (hachures noires) décollé de l'écorce laquelle est représentée par une simple ligne verticale, à droite.

Fig. 3. — Culture sur gélose au bout de vingt-quatre heures (étuve à 32°C) : cellules isolées dont l'une se coupe en deux. Gr. = 1.725.

Fig. 4. — Même culture sur gélose : articles cylindriques en voie de désagrégation. Gr. = 1.725.

Fig. 5. — Portion d'enduit dissocié ; files rameuses de cellules. Gr. = 1.725.

Fig. 6. — Coupe transversale de l'enduit : cellules atrophiées. Gr. = 1.725.
Fig. 7. — Portion d'enduit dissocié : filament cylindrique. Gr. = 1.725.
Fig. 8. — Bord de l'enduit parasitaire sur un poil de moustache. Gr. = 1.725.
Fig. 9. — Culture de deux jours sur carotte. Etuve à 32°C. Gr. = 1.725.
Fig. 10. — Culture de quatre jours sur betterave (32°C.). Gr. = 580.
Fig. 11. — Chlamydospores dans une décoction de carottes de six mois. Gr. = 1.725.
Fig. 12. — Chlamydospore dans l'enduit parasitaire. Gr. = 1.725.

Voglino. — **Sullo sviluppo della STROPHARIA MERDARIA Fries** (*Ac. r. d. Sc. di Torino*, 1896). **Sur le développement du STROPHARIA MERDARIA**, planche CCXXVII, fig. 13-21 et planche CCXXX, fig. 1-2.

L'auteur a pu cultiver cette espèce à partir de la spore et suivre ainsi toutes les phases de son développement.

En plaçant la spore dans une décoction stérilisée de fumier de cheval, on la voit se gonfler et germer (fig. 13) au bout d'un temps qui varie de douze à trente heures suivant qu'on a fait usage d'une spore fraîche ou d'une spore sèche. M. Voglino a pu observer la germination de spores sèches qui avaient été récoltées deux années auparavant. D'ordinaire, au bout de quinze à vingt jours les filaments mycéliens ont atteint leur longueur ; ils paraissent légèrement grossir en diamètre ; des cloisons assez écartées les unes des autres y apparaissent, en même temps que des noyaux. Aux endroits du mycélium où naissent des rameaux, il se produit d'ordinaire un renflement, comme le montre la figure 14.

Quand les rameaux mycéliens ont atteint tout leur développement, ils se portent à la superficie du milieu de culture et se dressent perpendiculairement à sa surface. Au sommet du rameau on aperçoit une première cloison qui isole un court segment (fig. 15) ; puis bientôt une deuxième cloison apparaît au-dessous et enfin plusieurs autres (fig. 17 et 18) qui isolent autant de conidies, mesurant 7 μ sur 9 μ, lesquelles se détachent successivement en commençant par celles du sommet (fig. 18). Ces conidies rappellent celles de l'*Oïdium Lactis*. Elles sont capables de germer et de donner naissance à un mycélium qui, à son tour, produit de nouvelles conidies.

La production des conidies dans les cultures dure deux à trois jours. Il a été impossible à M. Voglino d'obtenir en milieux liquides un développement ultérieur du mycélium. Il lui a fallu pour obtenir ce développement transporter la culture sur du fumier de cheval stérilisé, placé dans une chambre humide formée de deux verres couvre-objets. Dans ces conditions le mycélium produit plusieurs rameaux qui se ramifient et s'anastomosent entre eux, de façon à constituer de véritables cordons. Ceux-ci présentent souvent des suçoirs (f. 20 et 21).

L'auteur a aussi suivi la formation des corps fructifères. Un certain nombre de filaments naissent au même endroit du mycélium (f. 21), puis prennent une direction parallèle présentant toujours un petit renflement à leur sommet.

Enfin vers leur partie supérieure ces filaments se recourbent en arcs, se tordent, se ramifient, s'anastomosent de façon à former un réseau irrégulier.

Cette portion supérieure des filaments se délimite nettement de la partie inférieure, au moyen d'une ou deux assises horizontales, de cellules elliptiques. Quant à la partie inférieure des mêmes filaments, c'est elle qui formera le stipe.

Les cellules externes de ces deux assises horizontales, en s'étendant, vont donner naissance à l'anneau fugace qui existe vers la partie supérieure du stipe.

L'on peut suivre ensuite le développement des diverses parties du chapeau : il est à noter que les basides prennent naissance dans la couche superficielle qui tapisse les lamelles (couche hyméniale) et que les cystides, au contraire, prennent naissance dans une couche plus profonde (couche sous-hyméniale).

Explication de la planche CCXXVII f. 13-21. *Stropharia merdaria* et de la pl. CCXXX, f. 1-2.

Planche CCXXVII.

Fig. 13. — Spore germante : le mycélium présente un renflement à sa naissance.
Fig. 14. — Filament présentant un renflement à la naissance de chaque rameau.
Fig. 15. — Extrémité d'un filament où commence à apparaître une cloison.
Fig. 16. — Rameaux terminaux où commencent à apparaître des cloisons qui sont destinées à isoler les oïdies les unes des autres.
Fig. 17. — L'un des mêmes très grossi.
Fig. 18. — Conidies se détachant les unes des autres et du rameau.
Fig. 19. — Conidies en train de germer.
Fig. 20. — Filament ramifié présentant des suçoirs *a*, *b*, *c*.
Fig. 21. — Filaments qui vont donner naissance à un appareil sporifère (stipe et chapeau).

Planche CCXXX.

Fig. 1. — Filaments qui se disposent parallèlement pour former le chapeau et le stipe.
Fig. 2. — Section longitudinale d'un jeune organe sporifère : *a* cellulle divisionale ; *b* stipe ; *c* chapeau.

Blas Lazaro. — **Nuevos hongos de España** (*Bull. de la Soc. espan. de Historia natural*, février-mars 1902). **Nouveaux champignons d'Espagne** (pl. CCXXVII, f. 22-23).

L'auteur décrit trois nouvelles espèces : *Scleroderma hemisphericum*, *Dictyolus Lagunae* et *D. pedicellatus*. Le *Dictyolus Lagunae* (f. 22) a été rencontré sur le sol au milieu des mousses. Il a de 1 à 3cm de hauteur totale. L'appareil sporifère se compose d'un stipe sur lequel, presque dans le même plan, apparaît un limbe plan, à marge faiblement ondulée, ayant une légère tendance à s'enrouler. Le limbe est peu charnu, translucide, brillant, d'un brun clair passant au grisâtre par le sec. L'une des faces est lisse ; l'autre présente de nombreuses nervures ramifiées à leurs extrémités. Le stipe est peu charnu, il est dans sa partie supérieure de même couleur

que le limbe, et dans sa partie inférieure vert olive. Le *D. pedicellatus* (f. 23) est d'environ moitié plus petit (1cm), presque blanc sur le frais, jaunâtre sur le sec avec des nervures qui, peu nombreuses à leur point de départ, se ramifient en s'éloignant de leur centre commun. Le stipe est linéaire, légèrement renflé à sa base.

L'auteur signale, comme nouvelles espèces pour la flore d'Espagne : *Hydnum auriscalpium*, *Cyathus sericeus*, *Exoascus Pruni*, *Cantharellus infundibuliformis*, *Tricholoma acerbum*, *Cortinarius arenarius* (abondant sous le *Pinus Pinaster*), *Marasmius alliatus*, *Cyathus fimetarius*.

Explication de la planche CCXXVII, f. 22-23.

Fig. 22. — (Elle est double de la grandeur naturelle). *Dictyolus Lagunae*, Làz.

Fig. 23. — (Elle est cinq fois plus grande que nature). *Dictyolus pedicellatus* Làz.

Lloyd. — **Hypocrea** (Podocrea) **Lloydi** Bresadola (*Mycological notes by. C. G. Lloyd*, n° 9, avril 1902). **Hypocrea alutacea** (Pers.) (*Mycological notes*, n° 183, september 1902). Voir planche CCXXVII, fig. 24.

Cette intéressante espèce, découverte par M. Lloyd dans la Virginie, a l'aspect d'un *Cordyceps*, mais la fructification d'un *Hypocrea*. En voici la diagnose :

Habitu omnino Cordycipitis ; stroma longè stipitatum, apice clavulâ perithecigerâ, obovato-oblongâ, 1 1/2 cm. circiter longâ, 3 mm. circiter crassâ, farctâ praeditum ; peritheciis minimis, immersis, subglobosis, ostiolis punctiformibus prominulis ubique tectâ ; stipes farctus ; glaber, tereti-tortuosus, albidus, 3 cm., longus 2 mm., crassus ; asci cylindracei, octospori ; in articulos, 16 soluti, 100×4-5 μ ; articuli subcuboidei subglobosi, 3-4×3,3 1/2 μ.

Ce qui précède était déjà imprimé, quand nous avons reçu le second article de M. Lloyd, d'après lequel M. Atkinson considère l'espèce en question comme identique à l'*Hypocrea alutacea* (Pers.). En tous cas il ressort tant de l'examen de M. Bresadola que des recherches faites sur les lieux par M. le professeur H. C. Beardslee, que les échantillons ne sont pas parasites sur *Clavaria Ligula* ou *Spathularia flavida* ni sur aucun autre végétal ou insecte, mais qu'ils croissent, au contraire, directement sur la terre.

L'on peut donc se demander si c'est bien l'espèce figurée et décrite par Tulasne (*Selecta Fungorum Carp.* III, 34, tab. IV, fig. 1-6) ; car Tulasne fait remarquer que les anciens auteurs ont pris pour un stroma vertical appartenant en propre à l'*Hypocrea alutacea* le corps et le tissu même de la plante hospitalière qui, d'après lui, serait le *Clavaria Ligula*.

D'autre part, M. Bresadola s'est bien assuré que les échantillons qui lui étaient soumis n'étaient pas des individus anormaux de *Clavaria Ligula* ou de *Spathularia flavida* ; car les hyphes du tissu de *Hypocrea Lloydii* sont « plus molles, plus adnexées et moins larges que chez *Spathularia flavida* et plus larges que chez *Clavaria Ligula* » ; de plus, on n'y trouve pas d'hyphes mycéliales différentes et distinctes, ce qui arriverait vraisemblablement si le pyrénomycète était parasite sur le corps d'un *Clavaria* ou d'un *Spathularia*.

Juel H. O. — **Taphridium Lagerh. et Juel, eine neue Gattung der Protomycetaceen** (*Bihang Tillk. Swenska Vet. Akad. Handlinger* 1902, *band* 27, *n°* 16). **Le genre Taphridium, nouveau genre de Protomycétacées.** (Voir planche CCXXVIII, fig. 1-12 et planche CCXXIX, fig. 1-3).

C'est en 1883 que Rostrup a décrit, dans les *Annales de la Société de botanique de Copenhague*, le *Taphrina Umbelliferarum*, découvert par lui sur les feuilles de l'*Heracleum Sibiricum* et du *Peucedanum palustre*. Il y produit de grandes taches grisâtres, qui déforment plus ou moins la feuille. Presque vers la même époque, Massalongo (1) a rencontré cette espèce sur le *Peucedanum Oreoselinum* et l'a décrite sous le nom de *Taphrina Oreoselini*.

M. Juel, en l'étudiant, ainsi qu'une autre espèce voisine qu'il a rencontrée en Algérie sur les feuilles du *Ferula communis*, a reconnu que ces deux espèces ne présentaient nullement les caractères des Exoascées, mais qu'elles offraient, au contraire, un certain nombre de caractères qui les rapprochaient extrêmement du *Protomyces macrosporus*. Il a donc créé pour elles, d'accord avec M. Lagerheim, le genre *Taphridium* qui, avec le genre *Protomyces*, doit constituer l'ordre des *Protomycétacées*.

I. — Taphridium Algeriense.

Lorsqu'on examine une coupe en long d'une feuille attaquée par le *Taphridium Algeriense* (planche CCXXVIII, fig. 7), il est facile de reconnaître les filaments mycéliens dans l'intérieur des tissus (dans le parenchyme comme dans les jeunes faisceaux vasculaires, entre les cellules du parenchyme comme sous celles de l'épiderme). Ils cheminent entre les cellules et présentent de nombreuses ramifications, ils possèdent des cloisons ; dans le cytoplasme de chaque cellule, on voit un grand nombre de petits noyaux. Déjà, à ce stade, on peut constater que les filaments sous-épidermiques, qui constituent les hyphes fertiles, se distinguent par leur calibre plus fort. Leurs cellules ont plusieurs noyaux de même grosseur que les autres hyphes. Bientôt les cellules de ces hyphes grossissent et deviennent presque à peu près sphériques. Toutes les cellules ne subissent pas cependant ce changement ; quelques-unes constituent des cellules stériles intercalaires entre les sporanges. Pendant ce changement, il se produit aussi un accroissement du nombre des noyaux, car dans les sporanges les noyaux sont extrêmement nombreux.

A mesure que le jeune sporange grossit, sa paroi qui, à l'origine, était mince, s'épaissit ; le cytoplasme devient plus dense ; les noyaux grossissent et l'on y distingue un filament chromatique et un nucléole (fig. 10).

Au stade suivant (fig. 11), tous les noyaux se sont rangés contre la paroi du sporange et se trouvent ainsi placés tous dans la même couche, également espacés les uns des autres. Chaque noyau est entouré d'une masse de plasma qui cependant n'est pas encore délimitée des masses voisines. Ces noyaux sont beaucoup plus petits

(1) *Osservazioni intorno alla Taphrina Umbelliferarum* Rostrup *e T. Oreoselini* (N. Giorn. bot. Ital. Bd., 21, 1889, p. 422).

que ceux du stade précédent, ce qui fait penser à l'auteur qu'entre ce stade et le précédent il s'est opéré une division des noyaux.

Les masses de plasma qui entourent les noyaux se délimitent bientôt les unes des autres ainsi que du plasma que contient l'intérieur du sporange (voir fig. 11 et 12) ; leur forme sphérique apparaît indiquée au microscope par une ligne circulaire très déliée ; il s'est ainsi produit, à la surface de la sphère de protoplasma, une mince couche de protoplasma condensé qui lui constitue une paroi. Ce sont ces cellules que l'auteur appelle des *cellules nues*, c'est-à-dire ne possédant autour de leur protoplasma aucune enveloppe cellulaire. Elles se forment par isolement (autour de noyaux) d'une certaine quantité de protoplasma au sein et aux dépens d'une masse (d'abord unique et continue) de protoplasma ; c'est ce que l'auteur appelle une formation libre de cellules, *eine freie Zellbildung*. C'est ainsi que se forment les cellules des spores dans l'asque des Ascomycètes.

Ces cellules nues sont les cellules-mères des spores (*Sporenmutterzellen*) ; elles vont se diviser et le produit de la division constitue les spores. Comme celles-ci sont beaucoup plus nombreuses que les cellules nues, l'auteur pense qu'il doit s'opérer plus qu'une seule bipartition.

Les jeunes spores sont d'abord des cellules nues ovales ou fusiformes (pl. CCXXIX, fig. 1). Elles sont trop petites pour qu'on puisse en distinguer la structure intérieure et le noyau. Elles sont entassées sans ordre vers la circonférence. L'auteur pense que les groupes de spores plus ou moins distincts que l'on observe répondent chacun aux spores issues d'une même cellule-mère.

A un stade ultérieur (pl. CCXXIX, fig. 2), les spores apparaissent complètement formées, mais disposées comme précédemment. Elles sont plus grosses, munies d'une paroi cellulaire et contiennent chacune un noyau. Elles quittent bientôt la périphérie du sporange et se répandent peu à peu dans la partie centrale.

Le sporange mûr contient, outre les spores, quelques restes de cytoplasme, qui ne renferme aucun noyau. Les spores sont réunies et remplissent environ la moitié du sporange.

Dans les sporanges éclatés, il y a presque toujours un certain nombre de spores qui restent dans l'intérieur du sporange. Parfois ces spores se fusionnent entre elles par paires et sont reliées l'une à l'autre par une anastomose (pl. CCXXIX, fig. 3).

II. — Taphridium Umbelliferarum.

(pl. CCXXVIII, fig. 1).

Au début de la maladie on constate, sous les cellules épidermiques (*e*), l'existence de filaments mycéliens rayonnant en divers sens : ce sont les hyphes fertiles (*s*) dont les articles, en se gonflant, donneront naissance aux sporanges. De ces hyphes s'en détachent d'autres qui passent entre les cellules de la couche palissadique (*p*) et cheminent même sous celle-ci : ces dernières hyphes sont les hyphes stériles (*h*) qui, plongeant plus profondément que les hyphes fertiles, procurent à celles-ci une partie de leur nourriture.

La fig. 2, pl. CCXXVIII, représente un degré plus avancé. Le sporange s'est arrondi et sa paroi présente un léger épaississement. Le plasma présente l'aspect d'un réseau à mailles serrées. Des

TABLE DES MATIÈRES

contenues dans les vingt-deux premières années de la

REVUE MYCOLOGIQUE

Par R. Ferry,

avec le concours de M. Jules Guillemot.

SIGNES CONVENTIONNELS

Les nombres en CHIFFRES ROMAINS indiquent le NUMÉRO DU TOME de la *Revue*. (Les PETITS CHIFFRES ARABES en haut et à droite de ceux-ci désignent les numéros des fascicules trimestriels de la 3e année de la *Revue*).

Les nombres en CHIFFRES ARABES indiquent la page de ce tome où se trouve l'article visé.

AVIS

La confection d'une table, pour un ouvrage qui est lui-même un résumé sommaire d'un grand nombre de travaux, présentait certaines difficultés.

Une, entre autres, résulte de ce que souvent le titre d'un article (par exemple : *Notes mycologiques*, *miscellanées*, etc.) n'indique en rien les matières qui y sont traitées ; il nous a fallu substituer à la plupart des titres, d'autres titres qui indiquassent d'une façon concise et précise les principaux points traités dans chaque article. En se reportant à la page visée, le lecteur y rencontrera souvent un autre titre ; mais il retrouvera toujours facilement, par le nom de l'auteur, l'article qu'il cherche.

*
* *

Il est possible que par suite d'erreur dans l'indication des numéros des tomes ou des pages, le lecteur ne trouve pas l'article qu'il cherche ; dans ce cas il pourra cependant facilement le retrouver en se reportant aux noms d'auteurs classés par lettres alphabétiques dans les tables de fin d'année.

Acrasiées.

Acrasiées (famille d'animaux marquant le passage des Myxomycètes aux Rhizopodes) (Dangeard), xx, 67.

Alcaloïdes des Champignons.

Voir aux mots : **Chimie**, **Champignons comestibles et vénéneux.**

Algues.

Voir aux mots : **Physiologie**, **Ferments figurés.**

Flore des neiges du col des Ecandies (*Hæmatococcus nivalis*) (Chodat), xx, 145.

Les algues sont-elles capables de fixer l'azote atmosphérique (Kossowitch) ?, xvii, 40.

Culture du *Nostoc punctiforme* en présence du glucose (Bouilhac), xx, 130.
Fixation de l'azote atmosphérique par l'association d'algues et de bactéries (Bouillac), xix, 98.
Les Algues des eaux douces et submarines de France (Ant. Mougeot, Dupray et C. Roumeguère) : cette collection d'échantillons desséchés comprend quatorze centuries, v, 214 ; liste des espèces contenues dans la xiii° centurie, tome xiv, 28 et dans la xiv° centurie, tome xv, 81.
Mycoidea parasitica (algue parasite vivant dans les tissus du *Camellia* et intermédiaire entre les Nostochinées et les Péronosporées) (Cunningham), iii[11], 69.
Veneda purpurea (algue parasite vivant dans les tissus du *Sorea Dyerii* (Raciborski), xxiii, 14.
Chlamydomyxa labyrinthuloides (algues vivant sur les *Sphagnum*) Hieronymus, xxiii, 24.
Une Bacillariée privée de chlorophylle, *Synedra hyalina* (Provazek), xxiii, 51.

Aliments des Champignons.

Voir : **Chimie, Physiologie, Plantes.**

Ampélidées.

Monographie des Ampélidées (Planchon), vii, 66 ; ix, 155 ; x, 29.
Résistance des vignes hybrides au *Phylloxera* et autres parasites (Millardet) x, 171.

Anatomie.

Voir : **Organographie.**

Animaux nuisibles.

Voir : **Champignons entomophytes.**

Altises : association de l'aloès aux bouillies cupriques pour combattre les altises qui attaquent la vigne.
Anthonomus Pomorum : mouches parasites de l'*Anth. Pomorum* (Decaux), xvi, 129.
Cecidomya destructor: Hyménomycètes qui le détruisent (Herrero), xx, 43.
Le hanneton et sa larve (Delacroix), xiv, 44.
Hématozoaire du goître (Grasset), xxi, 20.
Heterodera radicicola sur la tomate (Cavara), xviii, 36.
Heterodera Schachtii (Gravis), xviii, 36.
Iulus terrestris : la quinone principe actif du venin de l'*Iulus terrestris* (Perrier), xxiii, 57.
Phylloxera : La végétation chez les vignes submergées (Müntz), xviii, 26.
Insectes destructeurs des grains : à détruire par les vapeurs de chloroforme (Coupin), xxii, 61.
Insectes destructeurs des conserves de Bolets. (Moniez), xvi, 179.
Insectes qui attaquent les champignons (Léveillé), vii, 58.
Diptères qui vivent dans les champignons (Chapmann), iv, 12.
Insectes qui attaquent les Bolets conservés (Moniez), xvi, 179.

Ascomycètes, Discomycètes.

Voir aux mots : **Exoascés, Champignons parasites, Espèces figurées, Espèces non figurées, Relations génétiques, Reproduction, Tubéracées.**

Ascomycètes (Rehm et Winter), III[10], 60 ; IV, 188 ; V, 113 ; VII, 114 ; VIII, 124 ; IX, 164 ; X, 102, 158 ; XI, 224 ; XII, 147, 194 ; XIV, 45.
Révision des Ascomycètes de la Finlande (Karsten), VIII, 48.
Nouvelle classification des Discomycètes (Boudier), VII, 162.
Discomycètes (Cooke), III[10], 60.
Discomycètes du Trentin (Bresadola), IV, 211.
Discomycètes de France (Gillet), I, 41, 80 ; II, 94, 164; IV, 187; V, 59 ; VI, 184.
Manuel des Discomycètes de l'Angleterre (Phillips), VI, 197 ; X, 44.
Etudes sur les Discomycètes (divers genres de tissus) (Starback), XXII, 52.
Reproduction sexuelle (Dangeard), XVII, 14.
Sur le développement des Ascomycètes (*Melanospora parasitica* et *Pyronema confluens*), (Kihlman), V, 204.
Aleuria proteana et sa variété *sparassoides* (Boudier), XXIII, 65.
Le *Dipodascus albidus*, nouvel *Hemiascus* à reproduction sexuelle (Lagerheim), XVI, 45.
Révision des Morilles de France (Boudier), XX, 132.
Eurotiopsis Gayoni Costantin (Laborde), XIX, 113.
Genre *Gymnoascus* (Boudier), XIV, 129.
Gyrocephalus Pers. (Quélet), XIV, 66, 96.
Genre : *Molleriella* (à myriaspores) (Bresadola), XX, 77.
Morchella Bohemica et les espèces voisines (Boudier), XIV, 184.
Ombrophila, Fr. (Quélet), XIV, 67, 96.
Peziza æruginascens : le bois verdi (Vuillemin), XXI, 39.
Peziza aurantia (Marshall), XXI, 26.
Peziza rutilans et *P. Polytrichi* (Massée), XXI, 24.
Rhizina undulata : maladie ronde du pin maritime (Duchalais), XIX, 21.
Sarcosoma platydiscus (Ludwig), XX, 131.
Sclerotinia Alni (Rostrup), XX, 119.
Sclerotinia hétéroïques (Woronin et Nawaschin), XVII, 41.
Organisation du *Sphaerobolus stellatus* (Patouillard), VII, 69.
Genre *Vibrissea* (Phillips), IV, 68.

Assimilation de l'Azote atmosphérique.

Voir : **Plantes.**

Associations parasitaires.

Maladie des Agarics produite par une association parasitaire (Vuillemin), XVIII, 17.
Association parasitaire de l'*Æcidium punctatum* et du *Plasmopara pygmaea* (Vuillemin), XVIII, 28.
Associations et dissociations parasitaires chez les Agarics (Vuillemin), XIX, 93.

Bactéries, Bacilles.

Voir : **Ferments figurés** et **Microbes.**

LIBRARY

Basidiomycètes.

Voir : **Hyménomycètes.**

Bibliographie.

Voir : **Traités de Mycologie, Iconographie.**

Liste des ouvrages publiés sur les ch. de l'Amérique du Nord (Farlow et Seymour), x, 167, 214 ; xiii, 46, 205.
Table des travaux sur les maladies des plantes publiés de 1887 à 1897 par le département de l'agriculture des Etats-Unis (Sturgis), xxi, 31.

Bouillie bordelaise, traitement par les sels de cuivre.

Voir : **Champignons parasites.**

La bouillie bordelaise, son emploi contre la plupart des champignons parasites. (Ferry), xvi, 141 ; (Fairschild), xviii, 176.
Préparation de la bouillie bordelaise (Swingle), xvii, 133.
Excitation par la bouillie bodelaise sur la végétation des plantes aspergées (Galloway), xvii, 134.
Nouvelle bouillie cuprique (Perraud), xxi, 117.
Fixation de l'oxyde de cuivre par les fibres végétales (Bonnet), xix, 87,
Elimination du cuivre introduit dans le vin, xviii, 174.
Toxicité des sels de cuivre pour les végétaux supérieurs (Coupin), xxi, 119 ; (Evano), xx, 135.
Destruction des Sauvées (*Sinapis arvensis*) et des Ravenelles (*Raphanus Raphanistrum*) par le sulfate de cuivre (Bonnet), xx, 39.
Adhérence des bouillies cupriques (Guillon et Gouirand), xxii, 50.
Association de l'aloès aux bouillies cupriques contre les altises qui attaquent la vigne, xxiii, 57.

Carie.

Voir : **Ustilaginées, Champignons parasites.**

Castration.

Voir : **Déformations.**

Castration androgène du *Muscari comosum* par l'*Ustilago Vaillantii* et castration parasitaire des Euphorbes (Magnin), xiii, 41 et xiv, 43.
Castration parasitaire de l'*Hypericum perforatum* par le *Cecidomya Hyperici* et par l'*Erysiphe Martii* (Giard), xii, 96.
Castration parasitaire de l'*Anemone ranunculoides* par l'*Accidium leucospermum* (Magnin), xiii, 41 et xiv, 43.
Sur les effets du parasitisme de l'*Ustilago Antherarum* (Vuillemin), xiv, 44.
Castration parasitaire du *Lychnis dioica* (Giard), xi, 45.
Hermaphrodisme du *Lychnis dioica* atteint d'*Ustilago* (Magnin), xi, 41, 101.
Polymorphisme floral du *Lychnis vespertina* (Magnin), xi, 214.

Cellule.

Voir : **Noyau.**

Protoplasma : Sur la nature, la structure et les mouvements du protoplasma (Mattirolo), v, 64.
Sur la structure du protoplasma fondamental dans *Mortierella reticulata* (Matruchot), xix, 76 et Mucorinées, xx, 128.
Méthode de coloration du protoplasma par des pigments bactériens (Matruchot), xx, 128.
Membrane cellulaire : Influence du noyau de la cellule sur la formation de la membrane (Pfeffer), xxi, 122.

Changements de coloration.

Voir : **Chimie** (matières chromogènes, oxydases).

Collybia semitalis Thüm. (Therry), iii°, 7.
Coloration en bleu des spores de *Lactarius* pubescens et *L. Deliciosus*, var. *violascens* par le chloroiodure de zinc ou avec la solution d'iode et d'acide sulfurique (Arcangeli), xv, 151.

Charbon.

Voir : **Ustilaginées, Champignons parasites.**

Champignons comestibles et vénéneux.

Voir : **Chimie** (acaloïdes, pouvoir nutritif des champignons, etc.), **Traités, Iconographie, Hyménomycètes, Tubéracées, Urédinées** (comestibles), **Enseignement.**

Travaux d'ensemble :

Notice populaire sur les Champignons comestibles (Sarrasin), iv, 39.
L'instruction populaire sur les champignons (Rolland), xxiii, 23.
Les champignons au point de vue biologique, économique et taxonomique (Acloque), xiv, 41.
Les champignons comestibles (Roumeg.), v, 168 ; vii, 138.
Les champignons comestibles et vénéneux de Montpellier et des Cévennes (Planchon), vi, 52.
Aperçu des qualités utiles ou nuisibles des champignons (Quélet), vi, 130.
La saveur de l'odeur des champignons (Quélet), viii, 224.
Remarques sur quelques champignons au point de vue de l'hygiène et de la thérapeutique (Raoult), xi, 226.
Calendrier du mycophage (de Mortillet), xii, 97.
Les champignons comestibles et vénéneux de la France (Boyer), xiii, 44.
Traité de mycologie (Moyen), xi, 153.
Les champignons supérieurs de Saône-et-Loire (Bigeard), xxi, 59.
Champignons mangés en Russie dans la province de Smolensk (de Jaczewski), xvi, 40.
Caractères distinctifs de quelques espèces comestibles et vénéneuses (Roumeg.), vii, 138.

Travaux illustrés :

Petite flore des champignons comestibles et vénéneux (Costantin et Dufour), xviii, 30.

Atlas des champignons comestibles et vénéneux (Costantin), XVIII, 30.
Atlas des champignons comestibles et vénéneux de la France (Richon et Roze), VIII, 43, 109, 220; IX, 48, 112, 158, 194; X, 45.
Tableau des champignons comestibles et vénéneux (Dumée), XIX, 85.
Champignons comestibles et vénéneux de l'Etat de New-York (Peck), XIX, 105.
Traité illustré des champignons comestibles et vénéneux (en italien) (Cavara) XX, 120.
Champignons comestibles et vénéneux (en anglais) (Farlow), XXI, 30.
Atlas des champignons comestibles et vénéneux (Dumée), XVIII, 16.
Champignons comestibles et vénéneux de l'Europe moyenne, notamment du Trentin et de la Haute-Italie (Bresadola), XXII, 71.
Phototypies de champignons américains (Lloyd), XVIII, 136.
Calendrier des champignons comestibles (Rolland), IX, 160; XV, 121.
Atlas des champignons comestibles et vénéneux de la France (Dufour), XIII, 147, 201 et XIV, 40.
Champignons comestibles et vénéneux (en allemand) (Lenz), XVII, 86.

Empoisonnements :

Etude médicale sur l'empoisonnement par les champignons (Gillot), XXII, 143.
Empoisonnement par les champignons comestibles altérés (Roux et Houdé), VIII, 157, note au bas de la page.
Empoisonnements par les champignons observés à Saint-Dié (Bardy), VI, 193.

Action physiologique ou pathogène :

Influence de l'*Ustilago Maydis* et des stigmates du maïs sur les contractions de l'utérus (Braunstein), XX, 47.

Anatomie pathologique :

Dégénérescence aiguë du foie dans les empoisonnements par l'*Amanita phalloides* (Tappeiner), XVIII, 25.

Traitement :

De l'emploi de l'Atropine dans les empoisonnements par l'*Amanita muscaria* et l'*A. pantherina* (Ferry), XIV, 155.
Recherches expérimentales sur les injections intraveineuses massives de solution salines (Bosc et Védel), XIX, 159.
Traitement des infections expérimentales par les injections intraveineuses de la solution salée simple (Bosc et Védel), XIX, 159.

Propriétés comestibles ou vénéneuses de certaines espèces :

Adiposa (*Pholiota*) (Peck), XX, 75.
Americana (*Lepiota*) (Peck), XX, 75.
Ammophila (*Psalliota*) (Menier), XVI, 127.
Amygdalinus (*Agaricus*) (Farlow), XIX, 107.
Anombe (*Collybia*) (de Seynes), XX, 83.
Arvensis, var. *Abruptus* (*Agaricus*) (Peck, Ferry *note*), XVI, 124.
Aurantiacus (*Cantharellus*) (Studer), XXII, 135.
Australis (*Mylitta*) (Cooke), XVI, 79; XVII, 163.

Caesarea, var. *Alba* (*Amanita*) (Planchon L.), IX, 33.
Campestris (*Psalliota*) (Atkinson), XX, 78.
Cantharellus (*Craterellus*) (Peck), XX, 75.
Caperata (*Pholiata*) (Rolland), XXI, 118.
Citrina (*Amanita*) (Planchon L.), XIII, 52, 144.
Clavipes (*Clitocybe*) (Peck), XX, 75.
Cnemidophora (*Volvaria*) (Spegazzini), XXII, 53.
Corsicus (*Boletus*) (Rolland), XVIII, 178.
Debeauxi (*Boletus*) (Roumeg.), VI, 169.
Deliciosus (*Lactarius*), var. *violascens* (Arcangeli), XV, 151.
Deliciosus (*Lactarius*), colore l'urine (de Cofrevon), XVIII, 25.
Esculentum (*Æcidium*) (Barclay), XVI, 121.
Fasciculare (*Hypholoma*) (Gillot), XXI, 16.
Gennadii (*Chitonia*) (Boudier), XX, 141.
Glaucum (*Penicillium*), empoisonnement (Zippel), XVII, 91.
Helveola (*Lepiota*) (Menier), XXII, 110 ; XIV, 130.
Impudicus (*Phallus*), (Rolland), XXI, 118.
Involutus (*Paxillus*) (Peck), XVI, 125.
Indigocola (*Verpa*) (Oudemans), XX, 26.
Junquillea (*Amanita*) (Raoult), XI, 227.
Luridus (*Boletus*) (Rolland), XXI, 118.
Marzuolus (*Hygrophorus*) (Bresadola), XVI, 24.
Mirabilis (*Queletia*) (Roumeguère), VI, 224 et XVI, 125.
Mesophæum (*Hebeloma*) (Ferry), XXIII, 1.
Morilles (Sarrasin), V, 46 ; VI, 167, 168 ; IV, 137 ; III[11], 15.
Morilles (Veuillot et Planchon), XI, 9.
Mustelina (*Russula*) Rolland, XXI, 118.
Muscaria (*Amanita*) (Sarrazin), VIII, 1.
Naucina (*Lepiota*) (Atkinson), XX, 78.
Nudum (*Tricholoma*) : essai de culture (Costantin et Matruchot), XX, 126.
Oronza (*Collybia*) (de Seynes), XX, 83.
Phalloïdes (*Amanita*) (Atkinson), XX, 78.
Pubescens (*Lactarius*) (Arcangeli), XV, 151.
Raphaniodora (*Amanita*) (Ferry), XII, 173.
Reichii (*Cyttaria*) (Hennings), XXII, 112.
Rimosipes (*Morchella*) comestible ? V, 169, 256.
Rubescens (*Amanita*) (Bardy), VI, 49 ; (Feuillaubois), VI, 97 ; (Raoult), XI, 227.
Sanguifluus (*Lactarius*) (Bresadola), XVII, 139.
Sapida (*Pompholyx*) (de Jaczewski), XVI, 127.
Semitalis (*Collybia*) (Therry), III[9], 7.
Solida (*Amanita*) (Ferry), XII, 173.
Spissa (*Amanita*) (Ferry), XII, 173.
Squamosum (*Hydnum*) (Raoult), XI, 227.
Suberis (*Pleurotus*) (Patouillard), XVI, 177.
Subrufescens (*Agaricus*) (Peck), XVI, 124.
Suspecta (*Helvella*) (Bresadola), V, 85, 168, 188.
Sylvicola (*Arvensis*) *Psalliota*, var. *Abrupta* (Peck), XVI, 126.
Terfas (Chatin), XV, 1.
Urédinées comestibles (Lagerheim), XIII, 101.
Valida (*Amanita*) (Ferry), XII, 173.
Verna (*Amanita*) (Planchon), IX, 33.

Xanthoderma (*Psalliota*) (Gillot), II, 88; V, 36 et XVII, 89.
Influence du mode de préparation sur les propriétés comestibles ou vénéneuses des champignons (Fabre), VIII, 219.
Empoisonnements causés par l'ingestion de champignons comestibles altérés (Roumeguère), VIII, 156.

Champignons destructeurs du bois.

Voir **Chimie, Ferments non figurés.**

Champignons destructeurs du bois (Dudley) XI, 85.
Les champignons de nos demeures (Phillips) II, 147.
Agaricus melleus (Cieslar) XX, 30.
Merulius lacrymans (Ferry) XVII, 72 et 78.
Pleurotus nidulans (Ferry) XVII, 72.
Poria contigua (Ferry) XVI, 158 et 163.
Destruction d'une feuille de chêne par le *Daedalea quercina* (Patouillard) III[4], 30.
Les phénomènes de désorganisation du bois (Hartig) II, 139, 179.

Champignons entomophytes.

Voir **Entomophthosées.**

Maladies contagieuses des animaux nuisibles (Danisz) XVIII, 18.
Quelques circonstances favorables à l'extension des maladies des insectes (Vuillemin) XVII, 21.
Emploi des champignons pour la destruction des insectes (Giard) XII, 71.
Infestation du *Sylphe opaque* avec *Sporotrichum globuliferum* et *Isaria destructor* (Danisz) XVI, 179.
De l'*Isaria densa* et de son emploi à la destruction du *Hanneton* (Giard) XV, 129.
Les champignons parasites du *Criquet pélerin* (Trabut) XIV, 43.
Deux types remarquables d'Entomophthorées (Giard) XI, 103.
Un polypore insectivore (*Polyporus applanatus*) (Conway MacMillan) XV, 32.
Une clavariée entomogène (*Hirsutella entomophila*) (Patouillard) XIV, 67.
Cladosporium développé sur puceron (*Tetraneura rubra*) (Cornu et Brongnart) VII, 179.
Aspergillus glaucus et *A. flavus*, champignons du cocon du ver-à-soie (Nomura) XX, 21.
Isaria farinosa, parasite du *ver du raisin* (*Cochylis ambiguella*) (Sauvageau et Perraud) XV, 163.
Isaria Barberi contre la larve du *Diatraea saccharalis*, parasite de la canne à sucre (Giard) XVII, 133.
Isaria cuneispora sur araignée (Boudier) IX, 157.
Isaria destructor contre le Sylphe opaque (Danysz) XVI, 179.
Isaria densa parasite du Ver blanc (Giard) XIII, 148, 197 ; XV, 129 ; XVII, 188 ; XV, 129.
Isaria densa, parasite du Ver blanc (Ferry) XV, 129.
Isaria dubia contre la chenille de l'*Hepialus lupulinus* (Delacroix) XVI, 18.
Lachnidium Acridiorum, parasite du Criquet pélerin (Giard) XV, 152 ; Trabut, XIV, 43.

Massospora cicadina, sur l'abdomen d'une cigale vivante (Peck) II, 49.
Massospora Staritzii (Giard) XV, 70.
Oospora destructor, muscardine verte d'un Curculionide (Delacroix) XVI 20.
Sporotrichum globuliferum (muscardine blanche) contre le Chinch-Bug (*Blissus leucopterus*) (Forbes) XX, 74; (de Lamarlière) XVII, 118; contre le Silphe opaque (Danysz) XVI, 179.
Stilbum Kervillei sur diptère (Gadeau de Kerville) VI, 240.
Les Sphériacées entomogènes (Roumeg.) VI, 148.
Les Cladosporiées entomophytes (Giard) XIII, 198.
Régénération des propriétés virulentes de la Pébrine (Krassilschtchik) XX, 39.
Levure de bière contre le *Doryphora* (Roumeg.) II, 73.
Bactérie pathogène pour le *Phylloxera* (Dubois) XX, 84.

Champignons fossiles.

Achlya penetrans (Champignon fossile vivant encore actuellement sur le corail aux dépens de la substance azotée de celui-ci) (James) XX, 117.
Bacillus amylobacter (Van Tieghem) II, 220.
Bactéries fossiles (Meunier) XVI, 121.
Bactéries fossiles du terrain houiller (Renault) XIX, 34.
Chytridinées fossiles du Dinantien (Renault) XVII, 158.
Dactyloporus archaeus (Herzer) XVII, 115.
Rosellinites du terrain permien (Polonié) XX, 127.
Les champignons fossiles (Meschinelli) XV, 54.
Champignons fossiles (Félix) XVII, 45.
Iconographie de tous les champignons fossiles connus par Meschinelli (Zeiller) XXI, 61.
Champignons fossiles du département de la Loire (Grand'Eury) I, 180.
Champignons fossiles de la Flore Eocène (Bureau et Patouillard) XX, 33.
Formations végétales microscopiques dans la houille (Reinsch) III[12], 12.
La flore du terrain permien de la Thuringe (Potonié) XX, 127.

Champignons industriels.

Voir Ferments figurés, Microbes.

Citromyces (mucédinées transformant le glucose en acide citrique) (Wehmer) XVI, 129.
Deux champignons producteurs d'ac. citrique (Wehmer) XX, 157.
Manuel des ferments et de leurs applications aux arts (Lafar) XIX, 87.
Un nouveau facteur pour l'agriculture (Schneider) XVI, 122.
Influence des microbes du sol sur la végétation (Gain), XXIII, 79.
Sur l'éclairage par la lumière vivante (Dubois), XXIII, 59.
Les fermentations (Bourquelot) XI, 209.

Champignons parasites.

Voir : **Bouillie bordelaise et traitement par les sels de cuivre, Lysol, Relations génétiques, Symbiose, Urédinées, Ustilaginées, Ferments figurés, Microbes, Sclérotes** (rhizoctones), **Champignons pathogènes, Champignons entomophytes, Champignons destructeurs du bois.**

Index des hôtes (Farlow et Seymour), XIII, 48, 205.
Prescriptions administratives contre certains champignons (Rostrup) XIV, 32 ; (Ferry), XIV, 135.
Les ennemis de l'agriculture (Rampon), XX, 155.
Les champignons nuisibles aux plantes cultivées : manuel (Nypels), XIX, 101.
Littérature des champignons nuisibles aux récoltes (travaux des stations d'expériences des Etats-Unis de 1887 à 1897) (Sturgis), XXI, 31.
Rapport de stations d'agriculture, Geneva, N. Y. (Jordan), XXI, 122.
Notes pathologiques (Nypels), XX, 157.
Notes de pathologie des arbres (Savastano), XX, 132.
Notes sur les maladies des plantes (Behrens), XIX, 32.
Traité des maladies agricoles et des arbres fruitiers et forestiers causées par des parasites végétaux (Prillieux), XVIII, 14 ; XX, 78.
Traité des maladies des plantes causées par des parasites végétaux (en allemand) (von Tubœuf), XVII, 121.
Les maladies cryptogamiques des céréales (Laverdoo), XIV, 87.
Les maladies des plantes cultivées (de Thümen), XI, 228.
Organismes et champignons parasites des végétaux (Ericksson), VIII, 60.
Atlas des maladies des plantes (Zimmerman), VIII, 120.
Les champignons qui envahissent les végétaux cultivés, exsiccatum comprenant 800 espèces, honoré de la médaille d'or du ministre de l'agriculture (Roumeguère), VI, 171 ; VIII, 127.
Anthracnoses (cultures artificielles et relations génétiques) (Stoneman), XIX, 25.
Rhizoctones (les corps miliaires des) (Prillieux), XIX, 36.
Moindre résistance des plantes à feuilles panachées aux maladies causées par les champignons (Halsted), XVIII, 85.
Influence des champignons parasites sur la matière amylacée (Mer.), I, 42.

Champignons parasites de certaines plantes.

Abricotiers (de Thümen), XI, 38.
Amandier (*Polystigma fulvum*) (Cornu), VIII, 143.
Amygdalées (Un ch. par.) (Oudemans) V, 267.
Arbres (cancer de l'écorce) (*Aglaeospora taleola*) (Hartig) XVI, 137.
Arbres (Ecoulements des) (Ludwig) XV, 167 ; XVIII, 45, 114 ; XIX, 88.
Arbres (racines) : maladie des racines des arbres dans la Nouvelle-Zélande (Massee) XIX, 15 ; *Rœsleria hypogaea* (Gillot) II, 124 ; VIII, 223 ; VI, 66 ; (Laurent) VI, 115 ; (Lemonnier) V, 108 ; (Cooke) III[10], 1 ; (Philips) III[10], 3 ; Pourridié (d'Arbois de Jubainville) VII, 243 ; Millardet VII, 42 ; *Ag. melleus* (Berlèse) VII, 180 ; *Dermatophora necatrix* (Viala et Sauvageau) XII, 152 ; XV, 89.

Arbres forestiers : (d'Arbois) XIX, 159.
Arbres fruitiers : *Monilia fructigena* (Humphrey) XX, 29 ; (Sorauer) XX, 29 ; (Frank) XXI, 18 ; (fumigations des plants de pépinière) (Beach) XXII, 105 ; (parasites suivant leurs supports) (de Thümen) X, 104 ; *Polyporus hispidus* (Prillieux) XVI, 163 ; (racines) (Cavara) XIX, 110.
Artichaut (*Romularia Cynarae*) (Prillieux) XIV, 184.
Aulnes (*Frankia*) (Atkinson) XIV, 102.
Aulnes (*Lathraea clandestina*) (André) XX, 65.
Aurantiacées (*fungi agrumicoli*) (Penzig) V, 67.
Avoine (Pourriture fétide, *Ustilago fœtens—Tilletia laevis*) XII, 91.
Avoine (*Ustilago avenae*, emploi du lysol et de la formaline) (Jordan) XXI, 76.
Avoine (*Helminthosporium Teres*) (Marchal) XIX, 14.
Azalea indica (*Septoria*) (Voglino) XXII, 39.
Begonia (*Spicaria verticillata*) (Carrière) XII, 70 ; (la Toile) (Prillieux et Delacroix) XVI, 186.
Betterave : *Œdomyces leproides* (Marchal) XIX, 14 ; *Œdomyces leproides* est *Cladochytrium pulposum* (Vuillemin) XIX, 92 ; XX, 67.
Betterave (nouv. maladie) (Prillieux) IV, 260 ; (maladie du cœur) (Prillieux) XIII, 149 ; (*Peronospora Schachtii*) (Voglino) XXII, 41 ; (*Rhizoctonia Betae, Cercospora beticola, Oospora Scabies*) (Duggar) XXIII, 33 ; (la jaunisse, maladie bactérienne) (Prillieux et Delacroix) XXI, 36 ; (Cunningham) XXII, 40 ; gommose bactérienne (Sorauer) XIX, 35.
Blé (*Ophiobolus Graminis*, maladie du pied) (Prillieux et Delacroix) XII, 194.
Blé : *Puccinia* (extirpation obligatoire de l'Epine-Vinette) XIV, 135.
Blé (*Mystrosporium abrodens*) (Neumann) XVI, 39.
Blé (*Sphaeronema damnosum*) (Saccardo et Berlèse) XVIII, 138.
Blé (nouv. maladie, Chytridinée) (Prunet) XIX, 91.
Blé (maladie du pied) (Mangin) XXI, 29 ; (*Dilophosphora Graminis*) (Lebreton) XIII, 207.
Blé (parasites) (Lamothe) VII, 246.
Bolets (*Hypomyces* et *Sepedonium chrysospermum*) XXIII, 20.
Bouleau (*Hydnum diversidens*) (de Jubainville) VI, 191.
Caféier (*Hemileia vastatrix*) (Albay) II, 161.
Caféier (maladies du) (Spegazzini) XX, 159.
Caféier au Tonkin *Hemileia vastatrix* (Balansa) X, 172 (juil.), 208 (oct.).
Canne à sucre (*Nectria Laurentiana*) (Marchal) XVII, 155 ; ferment (Cavara) XV, 137 ; (*Coniothyrium melasporum*) (Prillieux et Delacroix) XVII, 132 ; (*Marasmius Sacchari*) (Wakker) XVIII, 138 ; Gangrène humide (Spegazzini) XVIII, 29 ; (Les champignons de la Canne à sucre) (Spegazzini) XIX, 19 ; (stade *Melanconium* du *Trichosphaeria Sacchari*) (Massee) XVIII, 22.
Canne à sucre (*Trichosphaeria Zacchari*) (Massee) XVII, 132.
Camellia Japonica (Pyrénomycètes nouv.) (Passerini) IX, 145.
Caroubier (la Loupe) (Savastano) VII, 127 ; (Comes) VII, 55.
Céléri (*Cercospora Apii* et *Septoria Petroselini*) (Sturgis) XXI, 81 ; (Duggar et Bailey) XX, 42.
Céréales (leurs parasites) (Voglino) VIII, 115 ; (traité des maladies cryptogamiques des céréales) (Loverdoo) XIV, 87 ; (*Gibellina ce-*

realis) (Passerini) XII, 195 ; (Cavara) XIII, 203 ; charbons (Ferry et Fautrey) XIX, 45 ; rouilles (rapport du départ. de l'agr. Etats-Unis) XVIII, 28 ; Spécialisation des Rouilles (Ericksson) XVII, 129.
Cerisier (*Cylindrosporium Padi*) (Pammel) XVII, 35 ; (Instruction contre le *Monilia fructigena*) (Frank) XXI, 18.
Champignon de couche (*Mycogone rosea*) (Prillieux) XIV, 115 ; (le Chanci, *Clitocybe*) (Costantin) XIV, 185 ; (la Môle) (Costantin et Dufour) XVI, 61 ; (acide sulfureux) XV, 15.
Chanvre (Parasites) Cavara) X, 205 ; (Le chancre du chanvre, *Sclerotinia Libertiana*) (Behrens) XIV, 187.
Chataigner (Pourridié) (Planchon) I, 98 ; (Roumeg.) XI, 34 ; (le Javart, *Diplodina Castaneae*) Prillieux) XVI, 19 ; (maladie due à des mycorhizes) (Delacroix) XX, 73.
Chêne (parasites du) (Hartig) II, 139 ; (chancre microbien) (Noack) XVI, 133 ; (*Thelephora Perdrix*) (de Jubainville) V, 59 ; (*Stereum hirsutum*) (de Jubainville) VII, 243 note ; (*Bulgaria polymorpha*) (Ludwig) XVIII, 25 ; chancre du chêne par *Agloaspora Taleola*) (Hartig) XVI, 137.
Chicorée (*Sclerotinia Libertiana*) Prillieux) XVI, 123.
Chou (la Hernie) (Seltensperger) XVIII, 23 ; (maladie digitée) (Mas-
Chou-fleur (gangrène humide, *Botrytis*) (Comes) VIII, 121.
see) XVIII, 22 ; (mal. microbienne) (Smith Ervin) XX, 125 ; (*Plasmodiophora Brassicae*) (Eycleschimer) XIV, 101 ; (New-Jersey-Station) XVI, 136.
Citron (*Trichoseptoria Alpei*) (Cavara) XV, 71.
Citrouille (*Neocosmospora vasinfecta*) (Erwin) XXII, 121.
Cognassier (*Sclerotinia* (*Ciboria*) *Linhartiana* (Prillieux) XV, 39, 148 ; (*Sclerotinia Cydoniae*) (Schellenberg) XXII, 36.
Conifères (Hartig) II, 139 ; *Polyporus Schweinitzi* (Ferry) XVII, 72.
Coton (anthracnose, *Colletotrichum Gossypi*) (Southworth) XIII, 91 ; (*Neocosmosposa vasinfecta*) (Erwin) XXII, 121 ; *Sphaerella gossypina* (Atkinson) XVII, 89.
Crucifères (*club-root*, *Plasmodiophora Brassicae*) (New Jersey Station) XVI, 136.
Cyclamen, maladie des racines (*Thiclavia basicola*) (Sorauer) XIX, 16.
Cyperus (*Schinzia cypericola* (Magnus) XVI, 136.
Erable (*Septogloeum Hartigianum*) (Hartig) XV, 87.
Eucalyptus (ch. des) (Cooke et Harkness) III[11], 67 ; (Winter et Roumeg.) IX, 41.
Eucalyptus : tumeurs déterminées par des Ustilaginées (Vuillemin) XX, 111.
Figuier (Pourridié) (Savastano) VI, 80 ; (Gommose) (Comes) VII, 57 ; VIII, 230.
Fraisier (*Ramularia Tulasnei*) (Trelease) VIII, 57 ; (*Sphaerella Fragariae*) (Baroni) XVII, 136.
Froment, voir Blé.
Fruits : *Monilia fructigena* (Humphrey) XX, 29 ; (Sorauer) XX, 29.
Genévrier (*Posidoma Juniperi*) (Cornu) I, 99.
Genévrier (*Exosporium juniperinum*) (de Jackzewski) XXIII, 49.
Genévrier de Virginie (*red Cedar* (*Polyporus juniperinus* et *P. carneus*) (Schrenk) XXIII, 39.

Graminées : essais d'infection par des Ergots (*Claviceps*) (Stager) XXIII, 53.
Groseiller (*Spherotheca Mors-Uvae*) (Jordan) XXI, 76; (*Nectria cinnabarina*) (Durand) XIX, 114.
Haricot (*Colletotrichum Lindematianum*) (Gain) XXI, 21 ; (Mildiou, *Phytophthora Phaseoli*) (Sturgis) XXI, 80.
Hêtre (semences, *Mucor Mucedo*) (Hartig) XX, 41.
Jonc articulé (*Entorhiza*) (Lagerheim) XI, 44.
Lichens (champignons parasites des) (Zopf) XXII, 28 et 29.
Lin (maladie sclérotidienne) (Nypels) XX, 157.
Lupin (*Cryptosporium lepstromiforme*) (Fischer) XX, 44.
Luzerne (Rhizoctone) (Prunet) XVI, 139.
Lycopersicon (Comes) VII, 56.
Lys *Lilium longiflorum* et *L. Harrisii*) (*Oospora*) (Wodds) XX, 75.
Malvacées (*Puccinia*) (distribut. géograph.) (Ihne) II, 53; (Sturgis) XVIII, 139.
Mélèze (maladie des rameaux) (Tubœuf) XVIII, 28; (chancre, *Peziza calycina*) (Gravis) XVIII, 28; (*Sphaerella* des aiguilles) (Hartig) XIX, 73.
Melon (*Gloeosporium reticulatum*) (Roumeg.) II, 169; (Sarrazin) III°, 9.
Mûrier blanc (*Polyp. hispidus, Favolus Europœus, Hirn. Auricula-Judae*) (Gillot) V, 31.
Mûrier (*Polyporus hispidus*) (Prillieux) XVI, 163.
Mûrier (dépérissement) (Cornu) V, 206.
Mûrier (les champignons du) (Berlèse) VII, 131, 180; VIII, 45, 166; X, 41 ; XI, 39, 101, 221.
Mûrier (l'altération des racines) (Berlèse) XIII, 69.
Myrtacées (broussins déterminés par des Ustilaginées) (Vuillemin) XX, 111.
Néflier du Japon (Cavara) X, 205.
Noisetier (Comes) VIII, 55.
Œillets (Mangin) XXII, 96 ; (Prillieux et Del.) XXII, 97.
Œillets (stigmonose) (Woods) XXIII, 16.
Œillets : un parasite de la rouille des œillets (Blodgett) XXIII, 53.
Oignon (*Urocystis Cepulae*) (Cornu) II, 176.
Oignons (*Urocystis Cepulae*) (Sturgis) XVIII, 139.
Olivier (de Thümen) VI, 178; (Comes) VIII, 172; (tuberculose) Savastano) X, 37 ; (*Cyclogonium oleaginum*) (Kruch) XV, 166; maladie de la fente (Hartig) XVI, 173.
Oranger (maladie noire) (Savastano) X, 36; (la Fumagine) (Gagnaire) XXIII, 38.
Orchidées (*Cercospora Angraeci*) (Gravis) XIX, 23; Le *Spot*, (Massee) XVIII, 63.
Orge (la maladie brune des grains) (Zoell) XVI, 42 ; (*Hormodendron Hordei*) (Brunck) XVII, 139.
Patate douce (*Ceratocystis fimbriata*) (Fairschild) XIV, 51.
Pêcher (le Jaunissement) (Smith) XI, 160; (Jaunisse et Rosette) (Hariot) XIX, 68 ; (*Monilia fructigena*) (Smith) XV, 34.
Perce-neige (*Botrytis galanthina*) (Oudemans) XX, 40.
Peuplier pyramidal (*Didymosphaeria populina*) (Vuillemin) XIV, 22, 90; (Prillieux) XIV, 89.
Peuplier femelle du Canada (chancre) (Nypels) XX, 158.

Pin (*Peridermium Pini*) (Cornu) VIII, 143.
Pin (*Cenangium Abietis*) (Schwartz XIX, 22.
Pin Weymouth (*Rhizoctonia Strobi*) (Scholz) XXI, 18.
Pin maritime (*Rhizina undulata*) II, 179; (Duchalais) XIX, 21; *Peridermium Pini* (Hy) XIV, 55.
Plantes (le Miélat) (Comes) VII, 181.
Plantes (Atlas des maladies) (Zimmermann) VII, 117; VIII, 120.
Plantes (Traité des maladies cryptogamiques) (von Tubœuf) XVII, 121.
Plantes à feuillage panaché (moindre résistance) (Halsted) XVIII, 85.
Plantes (Traité des maladies agricoles et des arbres fruitiers et forestiers causées par des parasites végétaux) (Prillieux) XVIII, 14; XX, 78.
Plantes (la Brunissure des végétaux) (Ducomet) XXIII, 17.
Plantes (la chlorose : glycérine) (Asfall) XIX, 72
Plantes (*Rosellinia radiciperda*) (Massee) XIX, 15.
Plantes (*Pseudocommis Vitis*) (Roze) XX, 18; XX, 33.
Platane (*Fusarium*) (Roumeg.) VI, 170; (ch. parasites) (Roumeg.) IX, 177; (*Discula Platani*) (Henri) IX, 197; (*Cucurbitaria Platani*) (von Tafel) XII, 148; *Glœosporium Platani*) (Leclerc du Sablon) XVII, 57.
Poirier : les maladies du poirier (Dangeard) XV, 56; (*Micrococcus amylovorus*, destructeur de l'écorce) (Arthur) X, 106; (*Fusicladium denditricum*, hyposulfite de soude) (Arthur) X, 106.
Pois (*Ascochyta Pisi*) XX, 39.
Pomme de terre (Procédé de culture contre la maladie) (Jensen) IV, 242; (remèdes à base de cuivre) (Prillieux) XI, 60; (Sorauer) XVI, 13; (maladie) (Böhm) XVI, 134; (*Entorhiza Solani*) (Fautrey) XVIII, 11; (la gale) (Schilbersky) XVIII, 136; (l'*Alternaria Solani* en Allemagne) (Sorauer) XVIII, 137; (gangrène sèche, *Fusisporium Solani*) (Pizzigoni) XVIII, 137; (moyens contre la Gale) (Sturgis) XIX, 95; XX, 25; (traitement de la Gale) (Clinton) XX, 132; (gangrène sèche, *Fusisporium Solani*) (Wehmer) XX, 156; (traité de la pomme de terre et de ses maladies) (Roze) XXI, 65; (*Macrosporium Solani*) (Fautrey) XIX, 9.
Pommier (ch. pomicoles) (Cavara) XII, 151; XIII, 203; (Dangeard) XV, 56; (*Nectria cinnabarina*) (Brick) XVI, 122; chancre (Lapine) XVI, 123; (*Nectria cinnabarina*) (Wehmer) XVI, 179; (chancres) (curé de Gorgas) XIX, 73; *Polyporus hispidus* (Ferry) XVI, 163; (Prillieux) XVI, 163.
Primevère (*Spicaria verticillata*) (André) XII, 70.
Prunier (rouille, eau céleste) (Pierce) XVII, 135; (*Cylindrosporium Padi*, bouillie bordelaise) (Jordan) XXI, 76.
Prunus Padus (Sclerotinia) (Woronin) XIX, 99.
Rhododendron (*Mycoidea parasitica*) (Cunningham) III[11], 69.
Riz (Thümen) XII, 48; (Voglino) XXII, 37.
Rose trémière (permanganate contre la Puccinie) (Sturgis) XVIII, 139.
Rosier (Le blanc du Rosier) (del Quercio) XVI, 187.
Rubus villosus (*Caeoma nitens*) (Newcombe) XIII, 92.
Safran (*Rhizoctonia*) (Prillieux) V, 108; (Roze) XX, 124.
Sainfoins (*Sclerotinia Trifoliorum*) (Prillieux) XIV, 130.

Sapin (parasitisme de l'*Elaphomyces granulatus*) (Rees) III[11], 71 ; (*Phoma abietina*) (Hartig) XII, 87 ; (*Fusicoccum abietinum* et *Cytispora Pinastri*) (Prillieux et Del.) XIII, 87 ; (*Phoma abietina*) (Mer) XVII, 25 ; (*Oospora Abietis*) (Oudemans) XIX, 99 ; (hypertrophie par *Cucurbitaria pityophila*) (Cavara) XX, 122.
Seigle (maladie des grains, *Endoconidium temulentum*) (Prillieux) XIII, 155.
Selaginella rupestris (*Acrospermum urceolatum*) (Olson) XXII, 43.
Sorbier (*Sclerotinia*) Woronin) XIX, 99.
Sorea Dyerii (*Veneda purpurea*, algue parasite) (Raciborski) XXIII, 14
Sorgho (fermentation) (Palmieri) VI, 129 ; (*Saccharomyces Comesii*) (Cavara) XV, 137.
Tabac (Passerini) III[9], 40 ; (*Peronospora Hyoscyami*) (Farlow) VIII, 49 ; (replants, *Alternaria tenuis*) XV, 152 ; (la Mosaïque) (Marchal) XIX, 13 ; (*Phytophthora*) (van Breda) XIX, 89 ; (*Cercospora Nicotianae*) (Sturgis) XX, 25.
Tabac : les périthèces de l'*Aspergillus fungatus* (Behrens) XV, 90.
Tomate (Plowright) IV, 128.
Tomates (*Cladosporum fulvum*) (Galloway) XIV, 55.
Topinambour (*Sclerotium Helianthi*) (Saint-Gall) I, 122 ; (*Sclerotinia Sclerotiorum*) (Marchal) XIX, 14.
Trèfle (maladie bactérienne) (Voglino) XXII, 37.
Trèfle (*Pseudo-Peziza*) (Cavara) X, 205 ; (*Macrosporium sarcinaeforme*) (Cavara) XII, 148.
Tulipe (Cavara) X, 205 ; (*Sclerotinia*) (Ludwig) XX, 138.
Vigne (voir l'article : **Champignons parasites de la Vigne**).
Violette (*Urocystis Violae*) (Roumeg.) VII, 165.

Champignons parasites de la vigne.

Anthracnose (Millardet) V, 198 ; XI, 218 ; (Gouirand et Bergeron) XIX, 100.
Aubernage (Roumeg.) IV, 1, 166 ; (Comes) IV, 107.
Aureobasidium Vitis (Viala et Boyer) XIV, 43.
Aureobasidium Vitis, var. *album* (Montemartini) XIX, 114.
Botrytis cinerea (Ravaz) XIX, 118 ; (la Casse des vins) (Carles) XIX, 120 ; XXIII, 55 ; pourriture des raisins (Feglion) XIX, 115.
Brunissure (*Plasmodiophora Vitis*) (Viala) XIV, 178 ; (Ducomet) XXIII, 17.
Champignons parasites de la Vigne (Spegazzini) I, 139 (voir *Parasites*).
Cladochytrium viticolum (Prunet) XVII, 40.
Gommose (Comes) VI, 194, 238 ; (Savastano) VII, 128 ; (les traumatismes) (Savastano) IX, 168 ; X, 37 ; (la gommose bacillaire) (Prillieux et Delacroix) XVII, 40.
Maladie de Californie (*Plasmodiophora*) (Viala et Sauvageau) XV, 25 ; (en Italie) (Savastano) XX, 132.
Mal nero (Roumeg.) IV, 224 ; (prétendu tannin solide) (Comes) V, 61, 264 ; XVIII, 24 ; (Pirotta) V, 64 ; (Comes) X, 165 ; (Baccarini) XVII, 40 ; XVIII, 24 ; (biologie du bacille du *Mal nero*) (Macchiati) XX, 137.
Mélanose (*Septoria ampelina*) (Viala et Ravaz) X, 193.
Parasites de la vigne en général (Prillieux) X, 160 ; (Cavara), X, 207 ; XVIII, 24 ; (Viala et Sauvageau) XIV, 42.

Peronospora viticola (Therry) II, 70; (Thomas) II, 203; III[11], 27; (Roumeg.) IV, 4, 70, 166, 227; V, 251; (Millardet) V, 198; (Magnus) V, 199; (Laurent) VI, 114; (trait. par l'ac. sulfureux) (Vidal) VIII, 51; (Pulliat) VIII, 104, 185; (Comes) VIII, 52, 124; (de Jubainville) VIII, 160; (la chaux) (Comes) VIII, 171; (Roig y Torris) IX, 53; (Carrière) IX, 162; (instruction pratique) (Millardet) XI, 218; (Briosi) XIII, 93; (incinération des feuilles) (Schrœter) XV, 27; (immunité contre le mildiou) (Pichi) XVII, 135; le traitement du mildiou obligatoire (Ferry) XIV, 135; (développement dans les bourgeons de la vigne (Voglino) XV, 161.
Phoma uvicola (Ravaz et Bonnet) XXII, 98.
Phylloxera (résistance des vignes hybrides) (Millardet) X, 171.
Pourridié du raisin (bactérie) (Savastano) IX, 167.
Pourridié (Millardet) IV, 243; (Foex et Viala) VII, 75; (Millardet) VII, 43; (Roumeg.) VII, 77; (de Jubainville) VII, 243; (Savastano) IX, 167; (*Dematophora necatrix*) (Viala) XII, 152; XV, 89; (champignons divers) (Cavara) XIX, 110.
Rhizomorpha necatrix (Comes) V, 119; IX, 55.
Rœslaria hypogœa (Prillieux) IV, 72; Lemonnier, V, 108; (Gillot) VI, 66; (Laurent) VI, 115.
Rot (Roumeg.) II, 172; (Magnus) V, 199; (caractères distinctifs des Rots) (Planchon) IX (octobre) 174.
Rot blanc (*Coniothyrium Diplodiella*) (Planchon, Foex) IX, 176; X, 201; (Roumeg.) X, 200; (formes de reproduction) (Viala) XXI, 83; XIX, 28.
Rot noir (*black-rot*) (Prillieux) IX, 29; (caract. botan.) (Scribner) IX, 122; extension dans le Midi de la France (Roumeg.) IX, 171 (octobre); X, 200; (instruction pratique) (Millardet) XI, 218; (bouillie bord.) (Galloway) XII, 149; (Prillieux) XII, 155; (forme conidiale) (Viala) XXI, 82; (Perraud) XXI, 121; (nouv. bouillie cuprique) (Perraud) XXI, 117; (action de quelques substances sur la germination des spores) (Ravaz et Gouirand) XX, 37; (évolution) (Prunet) XX, 77.
Uredo Cissi (Lagerheim) XII, 198.
Uredo Vitis (Lagerheim) XII, 152.

Champignons pathogènes.

Voir : **Ferments figurés, Microbes, Champignons parasites, Hyphomycètes, Saprolégniées.**

Aspergillose des fosses nasales (Niel) XXI, 64.
Aspergillose: *Rhizomucor parasiticus* (Lucet et Costantin) XXIII, 69.
Calculs salivaires (Galippe) XVI, 133.
Cancer (analogie avec les cultures des *Nectria* des arbres) (Bra) XXII, 27.
Carie dentaire (reproduction expérimentale) (Choquet) XXII, 106.
Charbon (vaccination charbonneuse) (Toussaint) IV, 197.
Choléra (Le bacille du) (Taxis) VI, 217; VII, 13; (diagnostic différentiel du vibrion cholérique) (Béniach) XX, 158.
Choléra des poules (essai du choléra des poules pour la destruction des lapins en Australie (Loir) XV, 165; (sur la vaccination du lapin contre le vibrion avicide) (Bruhl) XVI, 84.
Croup, voir *Diphtérie*.

Dégénérescence congénitale (influence des toxines) (Charrin) XIX, 71
Dermatoses : *Lupus* scrofuleux, pelade : action microbicide de la lumière (Finsen) XXIII, 58.
Microsporon (sur les affinités des) (Matruchot et Dassonville) XXII, 35.
Microsporon Andouini (mycose innommée de l'homme) (Saboudard) XIX, 117.
Microsporon Furfur (la morphologie du) (Kotliard) XIX, 117.
Teignes (champignons des teignes comparés au *Ctenomyces serratus*) (Matruchot et Dassonville) XXII, 109.
Trichophyton de l'Herpès du cheval (Matruchot) XXI, 70.
Trichophyton (Position systématique des Trichophytons dans la classification des champignons (Matruchot et Dassonville) XXII, 35; XXI, 138.
Dermatose des poules : *Lophophyton Gallinae* (Matruchot et Dassonville) XXIII, 68.
Diphtérie : Traitement du croup (Roux) XVI, 182 ; XVII, 23 ; le vaccin du streptocoque (Marmoreck) XVIII, 31. — Conservation par le froid de la virulence des cultures de Streptocoque (Petruschky) XVIII, 85. — Action des rayons X sur le bacille diphtéritique (Berson) XX, 159.
Empoisonnement par le microbe de la graine de cotonnier (Zopf) XVII, 135.
Fièvre aphteuse (Guérin) XXI, 55 ; (Congrès) (Ferry) XXI, 58.
Fièvre typhoïde (immunité des Arabes) (Seriziat) XVII, 121 ; la cystine dans les eaux contaminées par le microbe de la fièvre typhoïde) (Gautier) XXII, 106.
Fièvre intermittente, Malaria (recherches sur la nature de la) (Cuboni) IV, 129.
Fièvre symptomatique des maladies infectieuses : la fièvre est-elle avantageuse pour les individus atteints d'une maladie infectieuse ? (Cheinisse) XXI, 89.
Infection des blessures saignantes encore fraîches (Schimmelbusch) XX, 45.
Infection des plaies chirurgicales par le *Bacillus Coli* dans l'opération de la taille (vaccination préventive) (Albarran et Mosny) XXI, 26.
Lathyrisme des Kabyles (Roumeg.) VIII, 128.
Levures pathogènes (Rabinowitsch) XXI, 82.
Lophophyton Gallinae (Matruchot et Dassonville) XXIII, 68.
Mousse des poissons : voir au mot *Saprolegniées*.
Muguet *Oïdium albicans* (différence avec l'*Oïdium Lactis* (Weidenboum), XX, 43. — L'*Oïdium albicans* agent pathogène général (Charrin) XX, 44. — Les formes du champignon du Muguet (Vuillemin) XXI, 43.
Oïdium Albicans : voir *Muguet*.
Onychomycose, *Achorion keratophagus* (Ercolani) III[1°], 17.
Parasites végétaux de l'homme et des animaux (Sorokine) X, 215.
Pébrine des vers-à-soie : régénération de la virulence (Krassilschtchik) XX, 39.
Peste (le bacille de la) (Yersin) XIX, 94.
Pneumo-mycose chez un chat (Neuman) XIV, 130.

Rougel du porc et son vaccin (Ferry) xv, 12.
Saprolégniées : voir à l'article Saprolégniées. — Maladie des Saumons due à une Saprolégniée (Huxley) v, 116.
Teignes : voir *Dermatoses*.
Tétanos (Le bacille du) : précautions pour en garantir les plaies (Ferry) xv, 52. — Le sérum des animaux immunisés contre le tétanos (Voillard) xix, 69. — Guérison par les injections intra-crâniennes de sérum antitétanique (Roux et Borrel) xxii, 42. Rôle des noyaux des cellules dans l'absorption des toxines (Stassano) xxiii, 36. — Sur les combinaisons des nucléines avec les composés métalliques, les alcaloïdes et les toxines (Stassano) xxiii, 54.
Toxines : Influence des toxines sur la descendance (Charrin) xix, 71.
Tuberculose : Le microbe (von Ermengem) iv, 203. — Diagnostic de la tuberculose chez les animaux par les injections de tuberculine (Nocard) xvi, 121. — Structure filamenteuse des bacilles (Ledoux et Lebard) xxi, 87.
Typhus des Souris (*Bacillus Typhi Murium* employé pour la destruction des souris) (Lœffler) xv, 31.
Variole (pouvoir immunisant du sang des animaux vaccinés) (Béclère) xxi, 96.
Vers-à-soie : voir ci-dessus *Pébrine*. — Le champignon du cocon du ver-à-soie (Nomura) xx, 21.

Champignons qui infestent les aliments.

Blé (*Micrococcus* du Blé rose (Prillieux) ii, 107.
Blé enivrant (Woronin) xiv, 134.
Eaux potables (infection des eaux d'alimentation de la ville de Lille) (Giard) v, 51 ; (Moniez) xv, 140 par le *Selenosporum Aquaeductuum*. — Infection des eaux par le *Fusarium Aquaeductuum* (Lagerheim) xiv, 158. — Séparation des microorganismes par la force centrifuge (Lézé) xv, 164.
Farine de graine de cotonnier (rendue toxique par un microbe) (Zopf) xvii 135.
Fruits : Action des moisissures dans la pourriture des fruits (Thurzau) xix, 71.
Morue fraîche (le champignon toxique de la) (Bertherand) vi, 114 ; (Farlow) vi, 197 ; (Roumeg.) vii, 16, 69 ; (Heckel) ix, 12.
Vin (le bacille de l'amertume) (Bordas) xx, 114.

Champignons phosphorescents.

Voir : **Physiologie, Microbes, Ferments figurés.**

Généralités : De la luminosité des champignons (Phillips) x, 120.
Agaricus acerbus (Patouillard) iv, 208.
Agaricus noctilucens (Lagerheim) xii, 150.
Agaricus olearius (Dulac) v, 44 et ix, 11.
Agaricus olearius (Martelli) xi, 97.
Bactéries phosphorescentes : aliments plastiques et aliments photogènes (Katz) xvi, 183 ; (Thümm) xviii, 127 ; aliments influant sur la phosphorescence des bactéries (Gessard) xxi, 27 ; (Jordan) xxi, 122 ; études physiques sur les bactéries phosphorescentes

(Suchsland) XXI, 96 ; phosphorescence de la viande par des bactéries (R. Dubois) XVII, 59.
Collybia tuberosa (Ludwig) V, 63.
Panus stypticus (Ellis) VIII 189.
Pleurotus Lux (Hariot) XV, 33.
Phosphorescence des rhizomorphes (Roumeguère) IV, 209, note.
Phosphorescence des lombrics (Guignard) IV, 209, note.
Phosphorescence des microbes : Sur l'éclairage par la lumière froide, dite *lumière vivante* (Dubois) XXIII, 59.

Champignons vénéneux.

Voir : **Champignons comestibles et vénéneux.**

Chémotropisme.

Voir : **Physiologie.**

Chimie.

Voir : **Ferments non figurés, Physiologie, Technique.**

Se reporter aux divers articles de M. Bourquelot sur la chimie des champignons, extraits du Dictionnaire de physiologie de Richet, XXI, 71, 125 ; XXII, 90 ; XXIII, 11.
Amidon, glycogène, inuline des champignons, XXI, 74.
L'épiplasme des ascomycètes et le glycogène (Errera) V, 56.
Le glycogène chez les Mucorinées (Errera) V, 111 ; chez les Basidiomycètes (Errera) VII, 74 et VIII, 122 et 136 ; (Gilkinet) VIII, 136.
Coloration en bleu par l'iode de divers champignons et notamment d'un Agaric (Rolland) X, 49.
Influence des champignons parasites sur la matière amylacée (Mer) I, 42.
Matières sucrées du *Phallus impudicus*, du *Clathrus cancellatus* et du *Mutinus caninus* (Morini) IX, 169.
Notice sur les éléments carbonés et les éléments azotés des champignons (Bokorny) XX, 138.
Les réserves hydrocarbonées chez les champignons (Errera) VIII, 51.
Les hydrates de carbone chez les champignons (Bourquelot) XIII, 43; XII, 192 ; XVI, 148.
Le glycogène chez les champignons (Errera) VIII, 122, 138.
Tréhalose, glucose et mannite des champignons (Bourquelot) XXI, 75.
Sur la présence des matières sucrées dans les phalloïdées (Morini) IX, 169.
Matières sucrées (Bourquelot) XI, 164 ; XII, 145 ; XII, 157 ; XII, 192; XIII, 43 ; XV, 120, XV, 161 ; Répartition de la mannite, du tréhalose et du glucose dans les *Boletus edulis* et *B. aurantiacus* (Bourquelot) XIV, 116 ; époque de l'apparition du tréhalose chez les champignons (Bourquelot) XV, 161.
Matières sucrées (Ferry) XII, 136, 157 ; XV, 62.
La mannite dans la figue et dans le vin (Carles) XIV, 133.
Sur la mannite contenue dans une Tubéracée (Mattirolo) XXIII, 15.
Sur la constitution de la membrane chez quelques champignons, notamment chez les Polypores (Mangin) XVII, 125 et chez les Péronosporées (Mangin) XXIII, 78.

Nature chimique de la membrane des champignons, mannane, dextrane, xyglane, XXI, 73 ; (Bourquelot) XVI, 148.
Recherches microchimiques sur la membrane cellulaire des champignons (chitine, cellulose, lichénine, usnéine, géastérine) (Van Visselingh) XXII, 96.
Les hydrates de carbone, composés cellulosiques (Bourquelot) XVI, 148.
Contribution à la connaissance de la membrane cellulaire liquéfiée (Schellenberg) XXI, 123.
La callose et l'oxalate de chaux chez le *Botrytis cinerea* (Lendner) XX, 160.
La cellulose des champignons (Richter) IV, 250.
Acides, huiles essentielles, matières grasses, résines existant dans les champignons (Bourquelot) XXI, 125.
Sur l'huile des Mucédinées (Boidin) XXII, 138.
L'acide nucléique des noyaux cellulaires (Kessel) XVI, 177.
L'acide polyporique du *Polyporus nidulans* (Harlay) XX, 35.
Le tanin des champignons (Naumann) XVIII, 139.
Le tanin dans les bois (Henry) XIX, 24.
Dépôts de tanin dans les tissus sous l'influence du froid : le *Spot* des Orchidées (Massee) XVIII, 63.
Sur le tannin qui se dépose dans les tissus de la vigne atteinte du Mal Nero (Comes) V, 264 ; X, 165.
Alcool éthalique, agaricol, cholestérine (Bourquelot) XXI, 75.
Cholestérines des champignons (Gérard) XV, 14 ; XIX, 116.
Matières albuminoides (Bourquelot) XXIII, 11.
Matières protéiques (caractères qui les distinguent des alcaloïdes) (Errera) XII, 87.
Pouvoir nutritif des champignons (Morner) IX, 32.
Hématogène dans l'ail, le pois, le *Boletus edulis* (Stoklasa) XXI, 86.
Lécithine chez les végétaux (Schultze et Frankfurt) XVI, 178.
Principes divers constituant les matières colorantes des champignons (Bourquelot) XXI, 129.
Substances chromogènes (Bourquelot) XXII, 90.
Les pigments des champignons (Nadson) XX, 45.
Matière colorante du bois verdi, laquelle se forme dans l'intérieur des filaments mycéliens et est ensuite exsudée (Vuillemin) XXI, 39.
Matières colorantes (Zopf) XVI, 186.
Matières colorantes des lichens (Zopf) XVIII, 32.
Matières minérales des champignons (Margewicz, Kohlrausch) XXI, 71.
Le chlorure de potassium dans quelques espèces de champignons (Bourquelot) XVI, 151.
La callose et l'oxalate de chaux du *Botrytis cinerea* (Lendner) XX, 160.
Oxalate de chaux sur les lames de *Clitocybe cyathiformis* (Plowright) XXI, 20 ; dans l'hyménium des Basidiomycètes (Patouillard) IV, 87.
L'acide oxalique chez les champignons (Wehmer) XIX, 73.
L'oxalate d'ammoniaque chez les champignons nourris d'albumine (Weber) XIX, 75.
L'acide oxalique chez les champignons (Plowright et Hamelet) IV, 213.
Le manganèse chez les animaux et les végétaux (Pichard) XXI, 31.

Sur la distribution du Phosphore dans les tissus végétaux (Pollacci) XVII, 124.
Le fer dans les plantes (Molisch) XX, 29.
Alcaloïdes (choline, muscarine, méthylamine et triméthylamine, ergotinine, vernine, ustilagine, agarithrine, tyrosine, lécithine) (Bourquelot) XXII, 91.
Dégagement de triméthylamine par le houblon (Behrens) XVIII, 128.
Extraction de la phalline (Kobert) XXIII, 1.
Alcaloïde toxique de l'Amanita phalloides (Kobert) XXIII, 1.
Témuline (Guérin) XXIII, 2.
Influence de l'*Ustilago Maydis* et des stigmates du maïs sur les contractions de l'utérus (Braunstein) XX, 47.
La tyrosine vaccin chimique du venin de vipère (Phisalix) XX, 130.

Chlorophylle, fonction chlorophyllienne.

Voir : **Physiologie, Plantes.**

Chytridinées.

Voir : **Champignons parasites.**

Maladie du blé dûe à une Chytridinée (Prunet) XIX, 91.
Chladochytrium Emesipteridis (Dangeard) XIII, 134.
Chladochytrium viticolum (Prunet) XVII, 40.
Chladochytrium pulposum : synonyme de l'*Œdomyces leproïdes* (Vuillemin) XIX, 92 ; appareil nourricier (Vuillemin) XX, 67.
Chytridinée parasite du *Piloïbolus crystallinus* (Zopf) XIX, 26.
Chytridinées fossiles du Dinantien (Culm du terrain houiller) (Renault) XVII, 158.
Genres *Chytridium* et *Rhizidium* (Dangeard) XIII, 134.

Composition, Principes constituants des champignons.

Voir : **Chimie.**

Conservation et préparation pour l'étude.

Voir : **Exsiccata.**

Liquides conservateurs (Gravis) IV, 71.
Généralités : Moulage en plâtre et en cire (Trinchant) III[II], 23.
Généralités : Préparation des champignons charnus pour l'étude (Herpell) II, 157, 212 ; (Prothière) XXII, 40.
Acide sulfureux comme moyen de conserver les organes végétaux (Pollacci) XXIII, 45.
Acide sulfurique, alun (Launay), V, 118.
Arséniate de soude (Debeaux) II, 220.
Baume du Canada : solution dans l'essence de térébenthine employée pour fixer les spores (Hartz) XII, 89.
Chloral : emploi pour monter les préparations microscopiques (Geoffroy) XV, 168.
Chlorure de sodium (Roumeguère) I, 18 ; (Bornet) XIV, 136.
Créosote (Woronin) IV, 71.
Sulfure de carbone (Burnat) V, 213.

Conservation pour la consommation.

Bolets (Ferry) XIV, 133 ; (Moniez) XVI, 179.
Pommes de terre (Schribaux) XIV, 132.

Correspondance.

De Nestler, Villars, Persoon, Fries avec J.-B. Mougeot (Roumeguère) XI, 17.

Culture de champignons.

Voir : **Relations génétiques, Pyrénomycètes, Hyphomycètes, Ascomycètes.**

Agaricus subrufescens (Peck) XVI, 125.
Amibes (Nadson) XXII, 132.
Aspergillus pseudoclavatus (Purjewicz) XXII, 100.
Aspergillus terricola (Marchal) XV, 101.
Basidiomycètes (Costantin) XIV, 84.
Champignon de couche : Culture aseptique (Costantin et Matruchot) XVI, 62.
Cladothrix dichotoma (Busgen) XVII, 40.
Cladothrix dichotoma (Billet) XII, 187.
Dendryphium rhopaloides (Berlèse) XIV, 186.
Dictyostelium mucoroides (Nadson) XXII, 132.
Fusarium Aquæductuum (Lagerheim) XIV, 158 et 183; (Glück) XIX, 23.
Graphium subtile (Berlèse) XIV, 186.
Liquides nutritifs pour cultures (Brefeld) IV, 71.
Marasmius Oleae (Costantin) XIV, 85.
Matruchotia varians (Boulanger) XVI, 68.
Morilles (d'Ivoire) XI, 227.
Mucédinées (Matruchot) XV, 31.
Nematogonum aurantiacum (Bainier) II, 181.
Nyctalis lycoperdoides (Costantin) XIV, 85.
Peptocephalis Tieghemiana (Matruchot) XXII, 103.
Phallus impudicus (Feuilleaubois) VI, 21.
Pleurotus ostreatus (Matruchot) XX, 127.
Polypore amadouvier (Krull) XXI, 19.
Recherches sur le développement de quelques Mucédinées (Matruchot) XV, 31 ; (Berlèse) XIV, 186.
Rhopalomyces macrosporus (Marchal) XV, 7.
Rhopalomyces magnum (Berlèse) XIV, 186.
Septonema toruloides (Berlèse) XIV, 186.
Sterigmatocystis (Bainier) II, 177.
Syncephalastrum elegans (Marchal) XIV, 165.
Tricholoma nudum (Costantin et Matruchot).
Tricholoma terreum (Voglino) XX, 153.

Culture du Champignon de couche.

Culture du champignon de couche (Lachaume) IV, 247.
Culture du champignon de couche à l'aide d'un mycélium élevé à partir de la spore en milieux stérilisés (Costantin et Matruchot) XVI, 62.

Culture du champignon de couche en Belgique (Neissen) II, 46, 83, 126.
Culture du champignon de couche et de diverses autres espèces (Roumeguère) I, 73 à 80; VII, 135.
Transformation miraculeuse de l'*Ag. campestris* en *Ag. Catinus* (Lamotte) I, 150 : voir : Le Chanci (Costantin) XIV, 185.

Culture de la Truffe.

La Truffe (H. Bonnet) IV, 59.
Essai de reproduction artificielle des Truffes (Condamy) IV, 51.

Culture de diverses espèces comestibles.

Culture au Japon du *Champignon du Sii* sur rondelles de *Quercus cuspidata* (de Castillon) I, 5; (Dupont) II, 183.
Culture de l'*Agaricus subrufescens* (Peck) XVI, 125.
Culture de l'*Agaricus amygdalinus* (Farlow) XIX, 107.
Culture du *Tricholoma nudum* (Costantin et Matruchot)
Culture des Morilles (d'Ivoire) XI, 227.

Culture de Champignons par des fourmis.

Atta (Möller) XVI, 21 ; (Forel) XXI, 20.
Lasius fuliginosus (fourmi noire de l'Europe septentrionale (Lagerheim) XXIII, 16.
Termites (Holtermann) XXII, 38.

Déformations, modifications, altérations causées par des champignons parasites.

Voir : **Champignons parasites, Tératologie, Symbiose, Noyaux, Myxomycètes.**

Déformations par des Exoascées (Smith) XX, 43.
Balais-de-Sorcier : de l'*Alnus incana* (Massalongo) XV, 163. — Balais-de-sorcier (Rostrup) III[11], 33.
Epine-Vinette (Ericksson) XXIII, 41.
Cellules végétales *hypertrophiées* par des parasites (Molliard) XX, 116.
Coloration rouge des fleurs d'*Amaranthus retroflexus* sous l'influence du *Cystopus Bliti* (Massalongo) XIV, 188.
Canaux résineux anormaux sous l'action de certains parasites (Anderson) XXI, 139.
Feuilles (action des parasites sur les) (Mer) I, 42.
Loupes : Les loupes de l'Olivier (Savastono) X, 37; (Prillieux) XI, 214.
Noyaux cellulaires *déformés* par des parasites végétaux (Cavara) XIX, 94. — Hypertrophie pathologique des cellules végétales (Molliard) XX, 116.
Tubercules : Graminées (nodosités : nouveau facteur en agriculture) (Schneider) XVI, 122. — Légumineuses (influence de l'humidité sur le développement des nodosités) (Gain) XVI, 83 ; recherches histologiques sur les tubercules (Paratore) XXIII, 14 ; influence de l'extirpation des fleurs (Mattirolo) XXIII, 15. —

Ruppia rostellata et *Zanichellia polycarpa* (tubercules causés par le *Tetramyxa parasitica*) (Hisinger) IX, 168.
Tumeurs : Un nouvel *Exobasidium* (Halstet) XVI, 66. — La mycocécidie des Rhododendrons (Fockeu) XXI, 81. — Déformation des choux-fleurs par le *Peronospora parasitica* (Pée-Laby) XXI, 77. — Anatomie des excroissances de l'Orme (Gravis) I, 174. — Les broussins des Myrtacées (Vuillemin) XX, 111. — Les tumeurs des *Eucalyptus* (Vuillemin) XXII, 111.
Les tumeurs à bacilles des branches de l'Olivier et du Pin (Prillieux) XI, 214.
Déformations causées par des champignons parasites (Rostrup) VIII, 94.

Distribution géographique.

Voir : **Champignons parasites, Traités, Substratums.**

Abyssinie (Beccari et Martelli) VIII, 232.
Açores (Trelease) XX, 47.
Aix-les-Bains (Mougeot) V, 244 ; VIII, 206.
Alabama (Underwood et Earle) XX, 26.
Algérie (Debeaux) II, 187 et 220 ; (Trabut, Saccardo et Berlease) VIII, 33.
Alpes allemandes (ascomycètes) (Rehm) V, 194.
Alpes-Maritimes (Barla) X, 51, 96 ; VIII, 147 et 225 ; XI, 99, 154 et 220 ; XII, 154 et 190 et XVI, 128.
Alpes pennines (Carestia) XX, 114.
Angleterre (Phillips) I, 29 ; III[10], 50 ; IV, 132 ; VI, 197 ; X, 44 ; (Cooke) III[11], 67 ; IV, 66, 120, 186 et 246 ; V, 57, 107, 193 et 261 ; VI, 56, 127, 184 et 234 ; VII, 45, 116 et 192 ; VIII, 58, 119, 166 et 228 ; IX, 52, 113, 164 et 219 ; X, 39, 102, 157 et 213 ; XI, 41, 111, 169 et 221 ; (Cooke) XII, 40, 94, 144 et 187 ; XIII, 90 et 51.
Argentine (République) (Spegazzini) II, 165, 213 ; III[9], 45 ; III[11], 65 ; IV, 60, 121 ; VI, 57, 123, 193 ; VII, 120 ; VIII, 62 ; IX, 89 ; X, 107 ; XI, 110, 157 ; XIX, 16 ; XXII, 53.
Asie centrale (Sorokine) X, 103 ; XI, 69, 136 et 207 ; XII, 3, 51.
Aube (Briard) VII, 208 ; VIII, 23 ; X, 125, 161 ; XI, 116 ; XII, 131 et 177 ; XIII, 15 et XIV, 129.
Australie (Saccardo et Berlese) VII, 92 ; (Winter) VIII, 207 ; (Sacc. et Bres.) XIII, 49 ; (Remy) II, 152.
Autriche (Beck) XII, 99 ; (Ascobolées) (Heimerl) XII, 45 ; I, 26 et VII, 195.
Auvergne (Urédinées et Ustilaginées) (Hariot) XIII, 117.
Bagnères-de-Bigorre (Elissague et Tessier) XIII, 151 ; XV, 88.
Bagnères-de-Luchon (galeries souterraines) (Fourcade) I, 63.
Barrèges (Frizac) VIII, 213 ; (Roumeguère Aimé) VIII, 213.
Béarn (vallée d'Osseau et Nay) (Patouillard et Doassans) V, 91 ; VIII, 25.
Beaujolais (Gillot) III[9], 39.
Belgique (Lambotte) II, 116 ; III[9], 37 ; V, 68 ; X, 41 ; XI, 208.
Belgique (Laurent) VI, 114 et 115.
Belgique (Bommer et Rousseau) VII, 182 ; IX, 199 ; XIII, 199.

Belgique (champignons coprophiles) (Marchal) I, 175 ; IV, 214, 226, 263 et 264 ; V, 6 ; VI, 232 ; VII, 46 ; VIII, 46 et XIV, 46.
Brésil (Balansa, Sacc. et Berlèse) VII, 155.
Brésil (Karsten) XI, 206.
Brésil (protobasidiomycètes (Möller) XVIII, 101.
Brésil (Bresadola) XVIII, 179.
Californie (Philips) I, 29 ; (Cooke et Harkness) III[10], 44.
Cap-Vert (Spegazzini) II, 160.
Charente et Charente-Inférieure (Brunaud) I, 81 ; II, 220 ; III[9], 41 ; IV, 225, 131 ; VI, 60, 121, 192 ; V, 208 ; VII, 184 ; IX, 13, 196 ; X, 97 ; XI, 107, 56 ; XIII, 45 ; XIV, 129 ; XVII, 37.
Cherbourg (Guillemot) XVII, 37.
Chine (Yunnan) (Delavay et Patouillard) XII, 133 ; VIII, 179.
Collioure (Seriziat) II, 95.
Congo (de Seynes) XX, 83.
Côte-d'Or (Fautrey et Lambotte) XVI, 72, 75, 159 ; XVII, 69, 167 ; XVIII, 68, 142 ; XIX, 53, 141 ; XX, 58.
Danemark (Ustilaginées) (Rostrup) XII, 149.
Ecosse (Trail) X, 168.
Egypte (Schweinfurt et Roumeguère) IX, 205.
Egypte et Nubie (Ustilaginées) (Fischer) I, 89.
Equateur (Patouillard et Lagerheim) XIV, 45, 184.
Erythrée (Bresadola) XVI, 128 ; XIX, 16.
Etats-Unis : bolets (Peck) XII, 48 ; XVI, 124 ; XIX, 105.
Finistère (de Guernisac) VI, 130 et II, 98.
Finlande (Karsten) I, 30, 90 ; II, 101, 136 ; III[9], 16, 19, 21 ; V, 126 ; VI, 127 et 236 ; VII, 106 ; IX, 163 (202), 218 ; X, 73, 149 ; XI, 113, 157 ; XII, 99 ; XIII, 47, 48 ; IV, 129 ; VIII, 48 et 168 ; IX (159) 175 et 149 ; XI, 111 et 205 ; XII, 39 et 85.
France (Gillet) I, 28 ; (Midi) (Plusieurs) II, 187 ; (Rolland) XVIII, 178 ; (Ouest) (Brunaud) VI, 60, 121, 192 ; VII, 153, 183, 184 ; VIII, 63 ; IX, 13, 196 ; XI, 56 ; XII, 47 ; XIII, 45 ; (Sud-Ouest) (Guillaud, Forquignon et Merlet) VI, 240 et VII, 185.
Gênes (Baglietto) IX, 58 ; (Pollacci) XIX, 20, 100 ; XXI, 82.
Gothie (Vestergreen) XIX, 19.
Gothland (Fries) X, 218.
Groënland (Rostrup) X, 217.
Guinée (Möller, Newton, Sacc. et Berlèse) XI, 201.
Hongrie (Schulzer von Muggenburg) V, 197.
Hongrie (Geschik et Bresadola) XII, 101, 179 ; XIII, 20.
Honoré (Saint-) (Gillot) V, 268.
Illinois (champignons parasites) (Burrill) VIII, 58.
Islande (Rostrup) VIII, 119.
Istrie (Bolle et de Thümen) I, 26.
Jura et Vosges (Quélet) I, 26, 43, 96 et 186 ; III[10], 23 ; IV, 24 ; V, 37 ; VI, 39 et VII, 1 à 9.
Jura (végétation des lacs et des monts) (Magnin) XVI, 173.
Kansas (Kellerman et Swingle) XI, 169 et XII, 41, 46.
Kansas (Péronosporacées) (Swingle) XII, 93.
La Haye (Destrée) XIX, 16.
Le Cap (Fungi Macowaniani) III[11], 68 ; IV, 67, 247.
Le Hâvre (Lacaille) II, 62.
Levant (Egypte, Syrie, etc.) (Barbey) IV, 190 et III[8], 23.

Lombardie (Cavara) XI, 173.
Luchon (Quélet) X, 20, 211 ; (Ferry) X, 211, note 3.
Malacca (Saccardo et Paoletti) X, 100.
Malaga (Thümen) II, 150.
Marne (catalogue raisonné) (Ch. Richon) XII, 142.
Miquelon (Delamarre, Renauld, Cardot) X, 154.
Minnesota (la vie des plantes) (Mac-Millan) XXII, 59.
Mongolie (Kalchbrenner et Thümen) III[11], 66.
Montagne-Noire, Pyrénées, Alpes (Ferry) XIV, 79, 91.
Montpellier (Boyer et de Jaczewski) XVII, 39.
Moulins (Bourdot) XVII, 88.
NEW-YORK (Peck) VI, 58 ; XII, 48 ; XIX, 105 ; XVI, 124.
Normandie (Lebreton et Malbranche) VII, 122 ;
Normandie (Malbranche et Letendre) VI, 120 ; X, 50 ; (*Ophiobolus*) (Malbranche et Niel) XIII, 153 ; (*Polyporus resinosus*) (Niel) XVI, 124 ; (Champignons nouveaux ou peu connus) (Lebreton et Niel) XVII, 39 ; (Niel) XIX, 90.
Nouvelle-Calédonie (Patouillard) X, 95.
Océan Atlantique (flore bactérienne près du Massachussets) (Russel) XVI, 132.
Océan Pacifique (Kalchbrenner) IV, 95 et 197.
Paraguay (Balansa et Winter) VII, 206.
Patagonie (Spegazzini) XX, 131.
Pays-Bas (Oudemans) I, 33, 135 et 188 ; III[9], 43 ; V, 113 ; VII, 193 ; IX, 58 ; X, 212 ; XII, 40 ; XVI, 37, 173 ; XXI, 18 ; XXIII, 45, 48.
Pologne (Blonski) XI, 223.
Portugal (de Thümen) III[11], 70 ; (von Niessel) VI, 54 ; (Müller et Henriquès) V, 118 et VI, 235 ; (Moller, Roum. et Berlèse) IX, 161 ; XI, 117 ; (Moller et Bresadola) XIV, 46 ; (Moller, Sacc. et Bres.) XVI, 131 ;
Pyrénées (Quélet) X, 20, 211 ; (Ferry) 211, note 3.
Rome (Beccarini et Avetta) VII, 190.
Russie (Smolensk) (de Jaczewski) XVI, 40 ; XIX, 11.
Saône-et-Loire (hyménomycètes) (Lucand et Gillot) III[11], 2 ; VII, 32 ; XIII, 195.
Saône-et-Loire (*Rœsleria hypogaea*) (Gillot) II, 124.
Saint-Honoré (Gillot) V, 268.
Saint-Thomé (Moller, Roumeguère, Bresadola) XII, 25 ; XIII, 65.
Sclavonie (Schulzer von Muggenburg et Saccardo) VI, 68 ; VII, 52.
Senlis (Sarrazin) VIII, 2, 98 ; IV, 137 ; VI, 163 ; VII, 229.
Sicile (Passerini et Beltrani) V, 268.
Sierra-Ventana (Spegazzini) XIX, 16.
Silésie (tubéracées) (Schrœter) XVIII, 84.
Suède (pyrénomycètes) (Starback) XII, 95.
Suède (Romell) XII, 146 et XI, 116.
Tarn-et-Garonne (flore : agaricinées) (Roumeguère) I, 152, III[9], 48, III[10], 42 ; XI, 155.
Terre-de-Feu (Spegazzini) V, 76 ; X, 108 ; XI, 93, 110 ; (Bresadola) XXII, 156.
Tonkin (Balansa, Berlèse Karsten et Roumeguère) X, 75 ; XII, 75.
Tonkin (Balansa) IX, 172 et 208.
Tonkin (Patouillard) XIV, 45 et XII, 75 et 144.
Toscane (Tonnini) XVII, 122 ; (Tassi) XIX, 89.

Trentin (Berlèse et Bresadola) XII, 49 ; III[11], 33 ; III[12], 15 ; IV, 87, 184 et 211 ; V, 115 ; VI, 252 ; VII, 47 ; X, 23 ; XIV, 120.
Upsal (Eliasson) XX, 76.
Vaucluse : Sphériacées (Fabre) II, 218 ; V, 195.
Venise (Bizzozero) VII, 187.
Vérone (Massalongo) XI, 225.
Vosges (Quélet, Mougeot et Ferry) III[10], 23 ; IV, 24 ; V, 37 ; (Forquignon) V, 33 ; (Mougeot, Ferry, Bardy, Forquignon, Quélet) VI, 39 ; (Forquignon, Mougeot, Quélet, Boudier, Raoult) VII, 1, 5 et 7.
Vosges : catalogue raisonné (Mougeot et Ferry) IX, 189.
Vosges : *Nectria viticola* (Ferry) XIV, 135.
Vosges (espèces des) (Ferry) XVII, 71 ; XIX, 143.
Vosges (*Hydnum diversidens* sur les Bouleaux) (de Jubainville) VI, 191.

Enseignement, conseils ou règles pour l'étude des champignons.

Voir : **Traités, Iconographie, Photographie.**

Aide-Mémoire de botanique cryptogamique (Girard) XIX, 86.
Flore analytique et descriptive des cryptogames cellulaires des environs de Toulouse (Pée-Laby) XXI, 94.
Conseils aux mycologues descripteurs (Saccardo) XIII, 70.
Conseils pour l'étude des Lichens (Lamy de la Chapelle) III[12], 1.
Des herborisations cryptogamiques (Marchand) I, 109 et 137.
Discours d'ouverture du cours de cryptogamie à l'Ecole de pharmacie de Paris (Marchand) IV, 82.
L'étude microscopique des Champignons (Boudier) VIII, 215.
L'instruction populaire sur les Champignons (Rolland) XXIII, 23.
Le système métrique adopté en Russie pour les poids médicinaux (Ferry) XVI, 44.
Quelques règles de nomenclature adoptées par le Congrès zoologique de Moscou (Ferry) XV, 96.
Vulgarisation des espèces bonnes ou mauvaises (Planchon) XIII, 145.

Entomophthorées.

Voir : **Champignons entomophytes.**

Découvertes récentes sur les Entomophthorées (Giard) IX, 80.
Les Entomophthorées des Etats-Unis (Thaxter) X, 156.
Destruction des chenilles par des Empusées (von Tubœuf) XXI, 20.
Sur la germination des spores tarichiales de *Empusa* (Hem) XV, 167.
Deux types remarquables d'Entomophthorées (Giard) XI, 103.
Culture des champignons destructeurs des chenilles nuisibles (Giard) XI, 216, note.
Basidiobolus myxophilus (Fries) XXII, 68.
Basidiobolus Ranarum (Giard) XI, 103.
Empusa Aphidis et *E. Fresenii*, cultures contre les pucerons (Lagerheim) XXII, 105.
Empusa Aulicae sur la chenille du sapin (Tubœuf) XVI, 138.
Empusa Fresenii et *Basidiobolus Ranarum* (Giard) XI, 103.
Empusa Fresenii sur *Calliphora vomitoria* (Giard) XI, 103.

Empusa gloeospora sur mouches mycétophiles (Ludwig) XVI, 138.
Entomophthora Aulicae, parasite de l'Ecaille-martre (Giard) XIX, 127.
Entomophthora Calliphorae (Giard) II, 57.
Entomophthora Cheloniae Caja, parasite de la chenille de la betterave (Sorokine) XI, 215.
Entomophthora megasperma sur le *Ver gris* (chenille de l'*Agrostis Segetum*) XI, 216, note.
Entomophthora Planchoniana sur pucerons (Mattirolo) XXI, 29.
Entomophthora Plusiae sur la chenille du *Plusia gamma* (Giard) XI, 104.
Entomophthora rimosa (Sorokine) II, 57.
Entomophthora saccharina sur la chenille d'*Euchelia Jacobeae* (Giard) XI, 104.
Metarhizium Chrysorrheae (Giard) XI, 105.
Metarhizium Leptophyaei (Giard) XI, 105.
Sorosporella Agrostidis (Sorokine) sur la chenille de la betterave (*Agrostis Segetum*) et *S. Uvella* (Giard) XI, 215.

Espèces figurées dans la Revue.

Se reporter à la table des « **Espèces figurées** » parue dans la XIXe année, pages 181 à 208. La liste d'espèces qui suit, n'est qu'un supplément à cette table. Le lecteur doit d'abord corriger le numérotage des planches 199-200 et 204-208, comme il est indiqué tome XXII, pages 47 et 117.

Acrospermum urceolatum (*198*, 7-9) XXII, 43.
Albofiella Argentina (*203*, 2) (Spec.) XXII, 54 et 56.
Albugo Bliti (*206*, 1-8 ; *207*, 14-22) XXII, 117 à 120.
Aleuria Proteana et sa variété *sparassoides* (*225*, 14-19) XXIII, 65.
Amylotrogus discoideus, *lichenoides*, *vittiformis*, *filiformis* et *ramulosus* (*180*, 15-22) XIX, 160 à 162.
Arcangeliella Borgiana (Cavara) (*211*, 13-19) XXII, 154 à 155.
Ascochyta Polemonii (*197*, 6-7) XXI, 104.
Basidiobolus myxophilus (*202*, 9-14) XXII, 67 et 68.
Botrytis cinerea (*212*, 10-11) XXIII, 23.
Chondromyces apiculatus (*185*, 1-7) ; XX, 98 et 99.
Chondromyces crocatus (*186*, 4), XX, 142-143.
Chondromyces erectus (*185*, 8-10) XX, 98 et 100.
Chondromyces gracilipes (*185*, 19-22) XX, 98 et 100.
Cladotrichum myrmecophilum (Lagerheim) (*212*, 7-9) XXIII, 16.
Clitocybe lacustris (Ferry) (*209*, 1-10) XXII, 126-128.
Cordyceps (Monographie de M. Massee) : la table des espèces se trouve XXIe année, page 12 ; l'on se reportera à la description de chaque espèce, en tête de laquelle nous avons indiqué, pour les espèces figurées, la planche et les numéros des figures de la *Revue*.
Calostoma cinnabarinum (*187*, 6-12) XXI, 22-23.
Cercospora Ariminensis (*197*, 3-4) XXI, 103 et 105.
Cercospora hypophylla (*197*, 9-10) XXI, 103 et 105.
Cercosporella Hungarica (197, 5 et 8) XXI, 102 et 105.
Chaconia alutacea (*186*, 5-9) XX, 143-144.
Chaetomium Cuniculorum (*176*, *177*) XIX, 43 à 45.

Chlamydopus Amblaiensis (Speg.) (*203*, 5-6) XXII, 55 et 56.
Chlamydopus clavatus (Speg.) (*203*, 3-4) XXII, 54.
Chlamydomyces labyrinthoides (Hieronymus) (*210*, 1-16) XXIII, 24
Chondromyces apiculatus (*185*, 1-7) XX, 98-99.
Chondromyces crocatus (*186*, 4) XX, 142-143.
Cudoniella aquatica (*180*, 23-26) XIX, 143-144.
Cylindrosporium Komarowi (*207*, 23) XXII, 78-79.
Cystobacter fuscus (*185*, 23-25) XX, 98 et 100.
Cyttaria Reichei (Hennings) (*207* numérotée par erreur *208*) fig. 1 à 6, XXII, 112.
Darluca filum (*207*, 26-29) XXIII, 53.
Dictyophora Ravenelii (*210*, 17-18) XXIII, 20.
Didymosphaeria sphinctrinoides (*209*, 10-15) XXII, 34.
Elasmomyces Mattirolianus (*187*, 1-5) XXI, 24-25.
Endogone Malleola (*208*, 1 à 6) XXII, 86 et 89.
Endomyces albicans (le champignon du Muguet) (*189* et *190*, 1-16) XXI, 43 à 45.
Exobasidium Patavinum (*202*, 15-18) XXII, 69.
Graphium eumorphum (*176*, *177*) XIX, 45.
Haematococcus nivalis (*186*, 11-16) XX, 146.
Helotium aeruginosum (Le bois verdi) (*188*, 1-21) XXI, 39 à 43.
Hemigaster candidus (*165*, 4-9) XIX, 3 à 6.
Hymenogaster utriculatus (*204* numérotée par erreur *205*, 1-5) XXII, 82 et 88.
Hypostomum Flischianum (*184*, 3-9) XX, 63 à 65.
Isaria farinosa (*198*, 1-5) XXII, 44.
Laboulbéniacées (voir l'explication des planches *191* à *196*, année 1900, page 19) et *Laboulbenia inflata* (*202*, 1) XXII, 24.
Laboulbenia gigantea (*184*, 1-2) XX, 66-67.
Lemonniera aquatica (*201*, 6-16) XXII, 64-65.
Leptinia Brasiliensis (*186*, 10) XX, 144-145.
Leucophlebs citrina (*204*, 10-11) XXII, 83 et 88.
Leucophlebs magnata (*204*, 6-8) XXII, 83 et 88.
Leucophlebs odorata (*204*, 12) XXII, 83 et 88.
Lophophyton Gallinae (Matruchot et Dassonville) (*215*, 8-13), XXIII, 68.
Melogramma Caucasica (*207*, 25) XXII, 77 et 82.
Muciporus corticola (*186*, 22-32) XX, 153-152.
Muciporus deliquescens (*186*, 17-21) XX, 152.
Mycélium de la graine de *Lolium temulentum* (*213*, 1-7 ; *214*, 1-2) XXIII, 2 et 5.
Mycorhizes endotrophiques d'Orchidées (*181*, 1-27) XX, 8 ; (*182*, 1-5) XX, 18 ; (*182*, 6-15) XX, 13.
Myrmecocystis candida (*204*, 13-16) XXII, 84 et 88.
Myrmecocystis cerviformis (*205*, numérotée par erreur *206*, 17-21) XXII, 84 et 89.
Myxococcus cirrhosus (*185*, 16-18) XX, 99-100.
Myxococcus macrosporus (*186*, 1-3) XX, 142-143.
Myxococcus rubescens (*185*, 11-15) XX, 99-100.
Myxococcus stipitatus (*185*, 26-29) XX, 99-100.
Neocosmospora vasinfecta (*207*, 7-12) XXII, 121 à 124.
Nucleophaga Amaebae (*165*, 10-17) XIX, 8, 9.
Octaviana occidentalis (*204*, 9) XXII, 83 et 88.

Peronospora Cubensis (*203*, 7-9) XXII, 45 à 47.
Peziza Polytrichi (*187*, 18) XXI, 25.
Peziza rutilans (*187*, 13-17) XXI, 25.
Phleospora Caraganae (de Jacz.) (*207*, 24) XXII, 79 et 82.
Phyllactiana corylea (*202*, 19-22) XXII, 69 à 71.
Piersonia alveolata (*205*, 26-30) XXII, 85 et 89.
Plasmospora australis (*203*, 10-11) XXII, 46 et 47.
Polyporus montanus (*180*, 27) XIX, 144-145.
Pseudocommis Vitis (*180*, 1-8) XX, 18 à 21.
Pseudospora maligna (*212*, 12-13) XXIII, 28.
Ramularia Vallisumbrosae (*197*, 1-2) XXI, 101.
Rhizoctonia Betae (*214*, 3-5) XXIII, 34.
Rhizomucor parasiticus (*225*, 1-7) XXIII, 69-71.
Rickia Wasmannia (Cavara) (*211*, 20-25) XXII, 155-156.
Rosellinia Graedensis (*199* numérotée par erreur *200*, 1-9) XXII, 29 et 34.
Rupinia Baylaci = *Heydenia Baylaci* (Saccardo) (*2*, 1-11), V, 67 ; I, 171 ; II, 3, 182.
Rupinia Pyrenaica (Speg. et Roum.) (*2*, 1-11) I, 171 ; II, 3, 182 ; V, 67.
Sepedonium chrysospermum (*210*, 10-16) XXIII, 21.
Sphaerellothecium araneosum (*200*, 16-22) XXII, 34-33.
Sphaeria Setchellii (*208*, 7-9) XXII, 90.
Sphaeria Zobelii *208*, 7 à 9 ; XXII, 86.
Sphaerophaga cyanea (*208*, 3-6) XXII, 86 et 89.
Sporodinia grandis (*180*, 9-14) XIX, 68.
Sporotrichum vellereum (*176*, *177*) XX, 36 à 45.
Tetracladium Marchalianum (*201*, 1-5) XXII, 64 et 65.
Tuber Californicum (*205*, 24-25) XXII, 84 et 89.
Tuber candidum (*205*, 22-23) XXII, 84 et 89.
Ustilago Cynodontis (*202*, 2, 6, 7) XXII, 66-67.
Ustilago Dregeana (*202*, 8) XXII, 66-67.
Ustilago Paraguarensis (*202*, 3-5) XXII, 66-67.

Espèces (non figurées) décrites dans la Revue.

Se reporter d'abord à la table des espèces (non figurées) contenues dans les dix-huit premières années de la *Revue* ; cette table a paru durant la vingtième année de la *Revue* et possède un numérotage à part.

La liste d'espèces qui suit, n'est qu'un supplément à cette table.

Acetabula Calyx (Fautrey) XIX, 141.
Anthracophyllum Beccarianum (de Ces.) II, 67.
Anthracophyllum nigritum (Berk. et Kalchb.) II, 67.
Ascochyta Pisi (Jarius) XX, 39.
Aspergillus flavus (Nomura) XX, 21.
Aspergillus pseudoclavatus (Purjewicz) XXII, 100.
Boletus cantharelloides (Jacobatsch) XXIII, 46.
Boletus Corsicus (Rolland) XVIII, 178.
Boletus fusipes (Quélet) XX, 23.
Boletus pictilis (Quélet) XX, 23.

Botrytis cinerea (Lendner) XX, 160.
Botrytis cinerea (Beauverie) XXI, 136.
Botrytis galanthina (Oudemans) XX, 40.
Chaenocarpus hypotrichoides Lév. (Bainier) I, 118 ; I, 149.
Chitonia Gennadii (Boudier) XX, 141.
Ciliaria nivalis (Boudier) XIX, 29.
Cryptosporium leptostromiforme (Fischer) XX, 44.
Cucurbitaria pityophila (Cavara) XX, 122.
Discina reticulata (Fautrey) XIX, 141.
Erysiphe Bertoloni, sur Laurier-Cerise, II, 174.
Eurytheca Monspeliensis (de Seynes) I, 99.
Exobasidium Rhododendri (Fokeu) XXI, 81.
Exosporium juniperinum (de Jaczewski) XXIII, 49.
Fontinalis antipyretica (Barbiche) II, 159.
Fusicladium Betulae (Aderhold) XX, 34.
Gymnoascus ossicola (Rostrup) XX, 126.
Helvella albipes (Veuilliot) VI, 166.
Helvella Alpestris (Boudier) XIX, 29.
Helvella monachella, f. paradoxa (Merlet) VI, 165.
Hyalopus Populi (Nypels) XX, 158.
Hydnum Erinaceus (Patouillard) XX, 160.
Hypomyces deformans (Lagger) Sacc. XXII, 56.
Lactarius Porninsis (Quélet) XX, 22.
Laestadia Ilicis (de Jackzewski) XX, 141.
Lentinus suffrutescens (van Bambeke) XXIII, 20.
Melampsora (sept espèces dédoublées du *M. salicina*) (de Thümen) I, 136.
Microthyrium litigiosum (Fautrey) XIX, 142.
Monilia fructigena (Humphrey) XX, 29.
Morchella semilibera (Fautrey) XIX, 142.
Myxococcus cruentus (Thaxter) XX, 99.
Nectria parasitica XXII, 69.
Oïdium albicans (Weidenboum) XX, 43.
Panus melanophyllus (Fr.) II, 67.
Peziza amentacea (Rostrup) XX, 119-120.
Phoma ossicola (Rostrup) XX, 126.
Phomatospora Maireana (Faut. et Lamb.) XIX, 142.
Phomatospora Libanotidis (Faut. et Lamb.) XIX, 142.
Physcia Andina (Müll.) I, 169.
Physcia Andreana (Müll.) I, 169.
Physcia microspora (Müll.) I, 170.
Piptocephalis Tieghemiana (Matruchot) XXII, 103.
Pleospora Maireana (Lamb. et Faut.) XIX, 142.
Pleotrachelus Radicis (de W.) XXII, 65.
Polyporus Schweinitzii (Ferry) XVII, 72.
Puccinia Galanthi (Bubak) XXI, 18.
Puccinia Graminis (Eriksson) XX, 25.
Puccinia Scirpi (Bubak) XXI, 18.
Puccinia Senecionis (Alpène) XX, 30.
Pyrenochaeta pubescens (Rostr.) XXII, 56.
Ramularia Betae (Rostr.) XXII, 56.
Rhizoctonia violacea (Roze) XX, 124.
Sarcosoma platydiscus (Ludwig) XX, 131.

Schinzia alnicola (Woron.) II, 69.
Sclerotinia Alni (Rostrup) XX, 119.
Sclerotinia Rhododendri (Fischer) XIX, 29.
Septobasidium Carestianum (Bresadola) XX, 114.
Sphaerella Botrychii (Rostrup) XXII, 56.
Sphaerella dolichospora (Sacc. et Faut.) XIX, 143.
Sphaerella hyphiseda (Faut. et Lamb.) XIX, 143.
Sphaerulina Trifolii (Rostrup) XXII, 56.
Sporoschisma mirabile, f. *Ligni populei* (Fautr.) XIX, 143.
Stereocaulon violascens (Müll.) I, 164.
Thecaphora Ammophilae (Oudemans) I, 135.
Uredo Cacaliae (Fischer) XIX, 30.
Usnea plicata, f. *ceratina* (Jatta) IV, 117.
Venturia (espèces diverses) (Aderhold) XX, 24.
Xerotus nigrita (Lév.) II, 67.

Eucalyptus.

Voir : **Champignons parasites, Déformations.**

Mémoire sur les *Eucalyptus* introduits dans la région méditerranéenne (Naudin) VI, 111.
Le reboisement et le rôle des *Eucalyptus* (Naudin) V, 272.
Les tumeurs des *Eucalyptus* (Vuillemin) XX, 111.

Exoascés.

Voir : **Ascomycètes**, Ch. **parasites, Déformations.**

Genre *Taphrina* (Johanson) X, 216.
Genre *Taphrina* (Robinson) XI, 49.
Taphrina epiphylla (Massalongo) XV, 163.
Monographie des Exoascées parasites (Sadebeck) XVI, 85.
Nouvelles observations sur les Exoascées (Sadebeck) XVIII, 135.
Recherches sur les déformations produites par les Exoascées (Smith) XX, 43.
Exoascus Kruchii (Vuillemin) XIII, 141.

Exsiccata.

Voir : **Conservation.**

Fungi præcipuè Gallici exsiccati.

Cette collection, la plus vaste et la plus complète qui existe pour les champignons desséchés, a été publiée, en même temps que la *Revue mycologique*, par C. Roumeguère. On trouvera, au mot « *Fungi præcipuè Gallici exsiccati* » l'indication des volumes et des pages de la *Revue* où figure le détail des espèces publiées dans chaque centurie.

Herbier de Fries ; révision (Starbach) XVIII, 136.
Herbier de Schweinitz (Ellis) XVIII, 21.
Amérique du Nord ; *North American Fungi* (Ellis) I, 34; II, 63, 163, 211; III[10], 49; III[11], 63; IV, 187, 242; V, 111, 201; VII, 119, 252; VIII, 169; IX, 120; X, 157; XI, 50, 169.
Amérique du Sud : *Hongos Sud Americanos* (Spegazzini) III[11], 65.

Ardennes : *Reliquiae Libertianae* II, 7, 15; III[11], 39; III[12], 11 (Roumeguère) V, 233; VI, 26.
Argentine (République) : *Decades mycologicae Argentinae* (Spegazzini) II, 168, 165, 213.
Belgique : *Reliquiae Westendorpianae* (Saccardo et Marchal) VII, 140.
Europe : *Fungi Europaei* (Rabenhorst-Winter) IV, 126; V. 106; IX, 121; XII, 196.
France : *Fungi præcipuè Gallici exsiccati.* Voir au mot « *Fungi præcipuè Gallici* » les volumes et les pages de la *Revue* où figure le détail des espèces publiées dans chaque centurie.
Hongrie : *Fungi Hungarici* (Linhart) VII, 195; VIII, 112.
Italie : (*Erbario crittogamico Italiano*) III°, 40; IV, 124; V, 114; VI, 132; VIII, 52.
Italie : *Decades Italicae* (Spegazzini) I, 82 et 174 et II, 51.
Kansas: *Kansas Fungi* (Kellerman et Swingle) XI, 169 et XII, 41, 46.
Lombardie : *Lombardiae Fungi* (Cavara) XIV, 84; XV, 29; XVII, 38, 87; XIX, 15.
Pays-Bas : *Neerlandici Fungi* (Oudemans) I, 33.
Saxe : *Fungi Saxonici* (Krieger) VIII, 164.
Sicile : *Siciliani Fungi* (Inzenga) II, 56.
Suisse : *Helveliaci Fungi* (Kunze) II, 56; IV, 188.
Ascomyceten (Rehm) II, 55; III[10], 60; IV, 68, 72, 188; V, 113; VII, 114; VIII, 124; IX, 164; X, 102; XI, 224.
Exoticorum decades (de Thümen) II, 36.
Sammlung preparirter Hutpilze (Herpell) III[12], 12; IV, 247.
Mycotheca universalis (de Thümen) I, 84; II, 53, 162, 211; III°, 42; III[11], 62; IV, 66, 191; V, 204; VII, 55.
Reliquiae Libertianae (Roumeguère) II, 7, 15; III[11], 39; III[12], 11.
Les champignons figurés et desséchés (Doassans et Patouillard) III[10], 48; III[11], 21; IV, 65, 133; V, 263.
Champignons destructeurs des plantes utiles (Roumeguère) VII, 127.
Funghi parasiti della plante coltivata od utili exsiccati, delineati e descriti (Briosi et Cavara) XI, 224; XII, 84, 191; XVII, 38; XIX, 15.
Economic Fungi (Seymour et Earle) XII, 147; XIII, 90.

Ferments figurés.

Voir : **Microbes, Champignons pathogènes, Champignons parasites, Chimie, Hyphomycètes, Relations génétiques.**

Les ferments (de Lanessan) III[10], 4.
Les fermentations (Bourquelot) XI, 209.
Physiologie et morphologie des ferments alcooliques (Hansen) II, 99; III[11], 17; IV, 175; V, 264.
Le noyau des Saccharomyces (Wager) XXIII, 71.
Saccharomyces apiculatus (Hansen) III[11], 17.
Origine de la levure alcoolique (Jorgensen) XVIII, 57.
Origine des levures (Klöchel et Schönning).
Développement des spores de *Saccharomyces* (Nielsen) XXI, 27.
Sur l'origine du ferment japonais du Riz (*Sacchar. Sacké*) (Yabe) XXI, 30.
Influence des rayons solaires sur les Levures qu'on rencontre à la surface des raisins (Martinani) XV, 87.

Action favorisante du Cuivre sur la fermentation de la levure (Krüger) XVII, 135.
Effets de mouvements mécaniques sur la croissance des Levures (Russell) XVII, 136.
La vitesse de sporulation des *Saccharomyces* (Nielsen) XX, 27.
Les aliments carbonés et azotés des champignons (Bokorny) XX, 138.
Les divers aliments des Saccharomyces (Beyerinck) XX, 27.
Différence entre les levures hautes et basses pour les quantités relatives d'azote ammoniacal ou amide qu'elles consomment (Petit) XX, 46.
Développement des principes aromatiques par la fermentation en présence de certaines feuilles (Jacquemin) XX, 46.
Oxydation spontanée de la levure de bière avec élévation de température (Effrons) XXI, 21.
Saccharomyces distingués par leurs vitesses de sporulation à diverses températures (Nielsen) XXI, 27.
Coloration en bleu par l'Iode des spores du *Schizosaccharomyces octosporus* (Lindner) XXI, 19.
Absence ou présence, suivant les saisons, de spores de *Saccharomyces* dans l'air ou à la surface des grains de raisin (Cordier) XXI, 33.
Le parasitisme des levures dans ses rapports avec la Brûlure du Sorgho (Radais) XXI, 95.
Modifications de structure observées dans les cellules subissant la fermentation propre (Matruchot) XXII, 133.
La respiration intra-moléculaire et la fermentation des mucédinées (Diakonow) XVII, 85.
Les microbes du sol (Laurent) VIII, 169.
Réduction des nitrates en nitrites par certaines espèces de champignons et de bactéries, en l'absence de l'air (Laurent) XVI, 25.
Transformation de l'albumine en ammoniaque par certaines Mucédinées et bactéries (Marchal), XVI, 26.
Un ferment décomposant l'acide carbonique (le ferment nitreux) (Winogradsky, Müntz) XV, 99.
Le ferment nitrique (Winogradsky) XVII, 67.
Influence d'une faible quantité d'eau sur la nitrification (Schlœsing) XX, 129.
La fermentation du glycérate de chaux (acides glycériques dextrogyre et sinistrogyre) (Frankland) XVII, 83.
Les fermentations lactiques distinguées par les acides inactifs, dextrogyres ou sinistrogyres, qu'elles produisent aux dépens du sucre de lait (Nenck) XVII, 84.
La fermentation spontanée du houblon (Behrens) XVIII, 128.
La fermentation et l'inflammation spontanée du foin (Berthelot) XVII, 123; (Lemeke) XIX, 15; (Cohn) XII, 156.
Les microorganismes des écoulements des arbres (Hansen) XV, 167.
Les ferments des écoulements des arbres (Ludwig) XIX, 88; IX, 169; XVIII, 45, 114.
Microbe oxydant transformant la sorbite en sorbose (Bertrand) XXI, 64, et la mannite en lévulose (Vincent et Delachanal) XXI, 63; la glycérine en dioxyacétone (Bertrand) XXI, 64; le xylose en acide xylonique (Bertrand) XXI, 64.

Manuel relatif à la physiologie des ferments et à toutes leurs applications techniques (Lafar) XIX, 87.
Les microbes du lait (Miquel) XII, 199.
Maturation des fromages mous (Marchal) XVIII, 82.
Les microbes boulangers (Laurent) VIII, 117.
La fermentation panaire (Boutroux) XV, 30.
La fermentation du tabac (Suchsland) XVIII, 15; (Lœw) XXII, 36; XXIII, 42.
La levure japonaise (*Buratium Oryzae*) (Takanine) XVIII, 43; origine du *Saccharomyces Sakè* (Yabe) XXI, 30.
La fermentation de la Bière de Gingembre (symbiose d'un Saccharomycète et d'une Bactérie) (H.-M. Ward) XV, 33.
La fermentation du lait pour la fabrication du Kéfir (symbiose du *Saccharomyces Cerevisiae* avec le *Bacillus Caucasicus*) (Beyerinck) XIV, 161.
Fermentation butyrique de la noix de coco par un Nectria (Biffen) XXIII, 37.
Fermentation du raffinose par l'*Aspergillus niger* (Gillot) XXIII, 35; par le *Saccharomyces Pombe*, XXIII, 35.
Préparation biologique du lévulose au moyen de la mannite (Vincent et Delachanal) XXI, 63.
La fermentation de la cellulose (Omelianski) XX, 118.
Eurotiopsis Gayoni : forme le passage des levures aux moisissures (Laborde) XIX, 113.

Ferments non figurés.

Voir : **Chimie.**

Aspergillus niger. Les ferments solubles de l'*A. niger*, invertine ou sucrase, maltase, tréhalase ; émulsine ; inulase ; diastase ; trypsine (Bourquelot) XVI, 79.
Amylase : réaction caractéristique (Gurrs) XXI, 136.
Diastases : recherche de la diastase dans les plantes (Jentys) XIX, 18
Diastases : action exercée par les diastases de certains champignons sur d'autres champignons (Reinhardt) XVII, 185.
Emulsine chez les champignons lignicoles (Bourquelot) XVI, 77.
Emulsine chez les champignons et les lichens (Hérissey) XXII, 42.
Ferment protéolytique (Bourquelot) XXI, 88.
Lippase : un champignon qui décompose la graisse (Biffen) XXIII, 37.
Oxydase : L'oxydases des champignons et les recherches de M. Bourquelot (Ferry) XIX, 130 ; (Gessart) XXIII, 39.
Oxydase : les places brunes et amères dans les pommes (Wortmann) XVI, 135.
Oxydases : la fermentation des feuilles de tabac (Lœw) XXII, 36 ; XXIII, 42.
Tannase, diastase dédoublant l'acide gallotannique (Potevin) XXIII, 29. Champignons qui vivent sur les Galles (Trotter) XXIII, 30.
Tannase (Fernbach) XXIII, 29.
Tyrosinase (Gessart) XXIII, 39; (Bourquelot) XIX, 130.
Vaccin préventif contre le venin de la vipère (Phisalix) XX, 130.

Figures de champignons.

Voir : Iconographie, Traités.

Fougères.

Les fougères rustiques (Cornevon) XV, 35.
Bouturage des prothalles (Chifflot) XXI, 32.

Fungi præcipué Gallici exsiccati.

Les premiers nombres en chiffres romains sont les numéros des centuries ; les seconds nombres sont les numéros des volumes de la *Revue*.

Ie-IVe centuries, I, 54 ; Ve centurie, I, 102 ; VIe centurie, I, 154 ; VIIe centurie, II, 27 ; VIIIe centurie, II, 28 ; IXe centurie, II, 198 ; Xe centurie, II, 200 ; XIe centurie, III9, 30 ; XIIe centurie, III9, 31 ; XIIIe centurie, III10, 22 ; XIVe centurie, III11, 9 ; XVe centurie, III11, 10 ; XVIe centurie, III12, 5 ; XVIIe centurie, III12, 6 ; XVIIIe centurie, III12, 8 ; XIXe centurie, IV, 19 ; XXe centurie, 56 : XXIe centurie, IV, 96 ; XXIIe centurie, IV, 150 ; XXIIIe centurie, IV, 214 ; XXIVe centurie et XXVe centurie, V, 6.

XXVIe centurie, V, 175 ; XXVIIe centurie, V, 224 ; XXVIIIe centurie, VI, 4 ; XXIXe centurie, VI, 99 ; XXXe centurie, VI, 154 ; XXXIe centurie, VI, 222 ; XXXIIe centurie, VII, 18 ; XXXIIIe centurie, VII, 82 ; XXXIVe centurie, VII, 167 ; XXXVe centurie, VII, 215 ; XXXVIe centurie, VIII, 14 ; XXXVIIe centurie, VIII, 85 ; XXXVIIIe centurie, VIII, 146 ; XXXIXe centurie, VIII, 190 ; XLe centurie, IX, 19 ; XLIe centurie, IX, 100 ; XLIIe centurie, IX, 146 ; XLIIIe centurie, IX, 165 ; XLIVe centurie, X, 8 ; XLVe centurie, X, 85 ; XLVIe centurie, X, 141 ; XLVIIe centurie, X, 185 ; XLVIIIe centurie, XI, 1 ; XLIXe centurie, XI, 61 ; Le centurie, XI, 127 ; LIe centurie, XI, 193 ; LIIe centurie, XII, 17 ; LIIIe centurie, XII, 61 ; LIVe centurie, XII, 117 ; LVe centurie, XII, 160 ; LVIe centurie, XIII, 4 ; LVIIe centurie, XIII, 73 ; LVIIIe centurie, XIII, 123 ; LIXe centurie, XIII, 163 ; LXe centurie, XIV, 1 ; LXIe centurie, XIV, 103 ; LXIIe centurie, XIV, 168 ; LXIIIe centurie, XV, 15 ; LXIVe centurie, XV, 109 ; LXVe centurie, XVI, 5 ; LXVIe centurie, XVI, 108 ; LXVIIe centurie, XVI, 164 ; LXVIIIe centurie, XVII, 73 ; LXIXe centurie, XVII, 172 ; LXXe centurie, XVIII, 71 ; LXXIe centurie, XVIII, 145 ; LXXIIe centurie, XIX, 58 ; LXXIIIe centurie, XIX, 145 ; LXXIVe centurie, XX, 102.

L'index des 25 premières centuries a paru dans la Ve année de la Revue, pages 137-164.

La table des Centuries XXVI à LXII (nos 2501 à 6200) a paru dans la XVe année de la Revue, en pagination séparée (1-30).

Gastéromycètes.

Les Lycoperdons des Etats-Unis (Peck) I, 133.
Gasteromycetes novi vel minus cogniti (Kalchbrenner) VI, 124.
Genre *Calostoma* (Burnap) XXI, 22.
Genre *Elasmomyces* (Cavara) XXI, 23.
Genre *Geaster*. Révision du genre *Geaster* (de Toni) IX, 69 et 125. — Révision des *Geaster* des Pays-Bas (Destrée) XVI, 175. — Révision des *Geaster* du Madison (Trelease) XI, 42.

Genre *Polysaccum* (Bruns) XVII, 43. — *Polysaccum crassipes* (Gillot) XIX, 9.

Germination.

Voir : **Plantes, Ustilaginées.**

Germination du *Lathraea clandestina* (Heinricher) XX, 137, 159.
Germination de la *Peziza aurantia* (Ward Marshall) XXI, 26.
Action des vapeurs anesthésiques sur la vitalité des graines sèches et des graines humides (Coupin) XXII, 60.
Effet de l'éther sur la germination des semences et des spores (Townsend) XXII, 61.
Sur la germination du *Neottia Nidus-Avis* (Noël Bernard) XXI, 120.

Graminées.

Descriptions, figures et usages (Husnot) XVIII, 180 ; XXI, 75.

Guides.

Voir : **Traités, Enseignement, Iconographie.**

Héliotropisme.

Voir : **Physiologie, Plantes.**

Herbiers.

Voir : **Exsiccata, Conservation pour l'étude.**

Hybridation.

Voir : **Plantes, Myxomycètes.**

Hygromètre.

Hygromètre formé avec le fruit de l'*Erodium cicutarium* (Schow) XX, 153.

Hyménomycètes, Basidiomycètes.

Voir : **Traités, Iconographie, Organographie, Physiologie.**

Les hyménomycètes du Bourbonnais (Bourdot) XXI, 139; XXII, 25.
Y a-t-il chez certains hyménomycètes un stade ascomycète ? (Burt) XXI, 17.
Deux formes de basidiomycètes issues de la même forme conidiale (Moller) XVIII, 141.
Essais de culture de Basidiomycètes (Costantin) XIV, 84.
Un hyménomycète d'abord gymnocarpe, puis angiocarpe *Hemigaster candidus* (Juel) XIX, 3
Les champignons hypogés de la Californie (Harkness) XXII, 82.
Boletus Debeauxi : (Bresadola et Roumeg.) VI, 169.
Clitocybe Cryptarum (Niel) XX, 73.
Coccobotrys xylophibus (Van Bambeke) XXIII, 60.

Genre *Collybia* (Peck) xx, 74.
Exobasidium Andromedae et *E. Vaccinii* (Richards) xix, 12.
Exobasidium Andromedae Marianae et autres (Halsted) xvi, 66.
Exobasidium parasite de l'*Asplenium Filix-Foemina* (Boudier) xxii, 104.
Hemigaster candidus (Juel) xix, 3.
Irpex fusca atra (identique au *Polyporus abietinus* (Morel) x, 97.
Genre *Mucoporus* (Juel) xx, 146.
Lepiota haematosperma et *echinata* (Boudier) xv, 105; (Quélet) xv, 69.
Lepiota caepestipes et *L. lutea* (Godfrin) xix, 93.
Lepiota Meleagris (Van Bambeke) xxiii, 60.
Polyporus Mylittae : un champignon à la fois ascomycète et basidiomycète (Ferry) xvii, 162.
Genre *Polyporus* (de Seynes) x, 163.
Genre *Russula* (Rommel) xiii, 201.
Genre *Russula* et *Lactarius* (Delogne) xiii, 203.
Genre *Sirobasidium* (Lagerheim et Patouillard) xv, 35.
Stilbum flavidum Cooke est en réalité un basidiomycète *Pistillaria flavida* (Spegazzini) xx, 159.
Stilbum vulgare (Juel) xxii, 150.
Trametes hispida et *Trametes Trogii* (Guillemot) xvii, 37.
Tulasnellacées (Juel) xx, 146.
Genres *Volvaria* et *Amanita* des Etats-Unis (Lloyd) xxi, 91.
Genre *Volvariella* (Spegazzini) xxii, 53.
Révision des Basidiomycètes de la Finlande (Karsten) xii, 39.
Hymenomycetes Fennici enumerati (Karsten) iv, 129.
Les champignons des Alpes-Maritimes illustrés (G. *Amanita* à *Clitocybe*) (Barla) xvi, 128; xii, 190, 154; viii, 47; xi, 99, 154, 220.
Description des champignons nouveaux représentés dans les aquarelles de Brondeau (Quélet) xiv, 64.
Un nouveau genre d'hyménomycètes hétérobasidiés (Patouillard et Lagerheim) xv, 35.
Comparaison de la classification de M. Quélet avec celle de Fries (Ferry) xiv, 137.
Application du principe de la priorité des noms botaniques (Quélet) xiv, 145.
Autonomie des *Lepiota haematosperma* Bull. et *echinata* Roth (Quélet) xv, 69.
Classification des Basidiomycètes (Van Tieghem) xv, 74 et 145.
Identité des *Lepiota hæmatosperma* et *echinata* (Boudier) xv, 105.
Les genres futurs de champignons (Saccardo) xix, 75.
Lepiota caepestipes et *L. lutea* (Godfrin) xix, 93.
Espèces critiques ou nouvelles de France (Quélet) xx, 22.
Armillaria colossa (*Tricholoma Colossus*) (Boudier) xxiii, 39.
Les Protobasiomycètes du Brésil (Möller) xviii, 101.
Observations analytiques sur les Agaricinés (Voglino) viii, 173; ix, 201.
Les formes conidiales des Hyménomycètes (Patouillard) vii, 28.

Hyphomycètes (Mucédinées, Moisissures).

Voir : Relations génétiques, Pyrénomycètes. Ferments figurés, *Amylomyces Rouxii* XXIII, 81, 92.

Température ultime que supporte le *Sporotrichum globuliferum* (Duggar) XXIII, 38.
Les limites de température des Hyphomycètes suivant les solutions nutritives (Thècle) XXI, 84.
Citromyces (mucédinées transformant le glucose en acide citrique) (Wehmer) XVI, 128; XX, 157.
Genre *Helmisporium* (de Brondeau) : sa concordance avec les noms actuels (Bresadola) XIV, 63.
Genre *Rhopalomyces* (Marchal) XV, 7.
Genre *Sphaeronema* (de Jackzewski) XXI, 140.
Les moisissures des Œufs (Guéguen) XX, 113.
Action des moisissures dans la pourriture des fruits (Müller-Thurgau) XIX, 71.
De l'action des moisissures sur l'albumine (Em. Marchal) XVI, 26.
Coloration brune des grains d'orge par les moisissures qui transforment en ammoniaque les matières albuminoïdes du grain (Zoell) XVI, 42.
La respiration intramoléculaire et la fermentation des champignons moisissures (Diakonow) XVII, 85.
Antagonisme entre les moisissures et les microbes (Duchesne) XX, 163.

Hypostomacées.

Hypostomacées (Vuillemin) XX, 60.

Iconographie.

Voir : Traités, Hyménomycètes, Photographie, Champignons comestibles.

A. *Titres se rapportant à certaines localités.*

Agenais (Cryptogames de l') (de Brondeau) XIV, 61, 163.
Alpes-Maritimes (Barla) XIII, 47; XI, 99, 154, 220; XII, 154, 190; XVI, 128.
Amérique (Phototypies de champignons américains) (Lloyd) XVIII, 136.
Australie (Cooke) XII, 151.
Britanniques (îles) (*Britisch fungi*) (Cooke) VII, 192; VIII, 58, 119, 166; IX, 52, 113, 164; X, 102, 213; XI, 41, 111, 169, 221; XII, 40, 94, 144, 189; XIII, 90, 151.
Finlande (*Symbolæ ad mycologiam Fennicam*) (Karsten) I, 30; II, 136.
Finlande (Karsten) XIII, 47 ; XI, 111; XII, 85.
France (Descriptions, figures et usages des Graminées spontanées et cultivées de France, Belgique, Iles britanniques, Suisse) (Husnot) XVIII, 80; XXI, 75.
France (Gillet) : voir hyménomycètes et discomycètes.
Hongrie : *Caroli Clusii Fungorum in Pannonis observatorum historia*, cum 86 tabulis (Gy de Jstvanffi) XIX, 119.

Hongrie (Kalchbrenner et Schultzer) I, 25.
Italie (*Fungi Italici autographici delineati* (Saccardo) III[11], 73; IV, 239; V, 262; VIII, 163.
New-York : champignons comestibles et vénéneux, 43 planches (Peck) XIX, 105.
Sibérie (Kalchbrenner) I, 88.
Sicile (Inzenga) I, 87.
Trentin (Bresadola) III[11], 33; III[12], 15; IV, 184; V, 115; VII, 47; X, 23; XIV, 120; XXI, 63; XXII, 142. Réponse à la révision critique du Dr Quélet, X, 23.

B. *Certaines sections des champignons.*

Champignons supérieurs (figures peintes) (Lucand) II, 65; III[9] 47; III[10], 61; III[11], 1; IV, 90; V, 49, 217; VI, 171; VII, 98; VIII, 37; XV, 153.
Micromycètes (nouvelles espèces) (Tassi) XVIII, 157.
Micromycètes (*Michelia*) (Saccardo) I, 31; 91; 175; II, 164; III[10], 55 et V, 66.
Discomycètes (Cooke) III[10], 60.
Discomycetes nonnulli Tridentini novi (Bresadola) IV, 211.
Discomycètes de France (Gillet) I, 80; II, 94, 164; IV, 187; V, 59; VI, 184.
Discomycètes figurés dans les dessins inédits de Dunal (Boudier) IX, 159.
Hyménomycètes de France (Gillet) I, 28, II, 94; III[11], 12; V, 58; 192; VI, 131, 184.
Helmisporium (genre) (de Brondeau, Bresadola) XIV, 63.
Pyrénomycètes (*genera schematicé delineati*) (Saccardo) VI, 55.
Atlas des champignons comestibles et vénéneux (Dufour) XIII, 147, 201.
Champignons comestibles et vénéneux (Atlas) (Dumée) XVIII, 16; (Tableau (Dumée) XIX, 85.
(Petit atlas de poche) (Dumée) XVIII, 16.
Champignons comestibles et vénéneux de l'Europe moyenne, notamment du Trentin et de la Haute-Italie (Bresadola) XXII, 71.
Atlas des champignons comestibles et vénéneux (Costantin) XVIII, 30.
Petite flore des champignons comestibles et vénéneux (Costantin et Dufour) XVIII, 30.
Champignons comestibles et vénéneux de l'Etat de New-York (Peck) XIX, 105.
Manuel illustré des champignons comestibles et vénéneux (en italien (Cavara) XX, 120.
Champignons comestibles et vénéneux (en anglais) (Farlow) XXI, 30.

C. *Champignons en général.*

Icones Fungorum hucusque cognitorum (Corda) réédition, I, 41.
Champignons rares ou nouveaux (Richon) I, 132; II, 91.
Mycographia (Cooke) I, 139.
Tabulae analyticae Fungorum (Patouillard) V, 104, 191; VI, 56 et 186; VII, 109; VIII, 110, 222; IX, 53, 111 et 193; XI, 167.
Icones Fungorum ad usum Sylloges Saccardianae accommodatae (Berlèse) XIV, 47.
Album d'aquarelles de de Brondeau (description des espèces et variétés nouvelles par Quélet) XIV, 64, 96.

Aquarelles de Clusius (Gy de Istvanffi) XIX, 119.
Les champignons illustrés de Micheli (Martelli) VI, 237.
Atlas des maladies des plantes (Zimmermann) VII, 117 et VIII, 120.
Descriptions et dessins de champignons rares (Richon) I, 132.
Les figures des spores de champignons avec indication des dimensions (Richon) XIII, 138, 160; (Richon et Dutertre) XVIII, 179.

D. *Bibliographie relative à l'Iconographie.*

Interprétation des planches de Bulliard (Quélet, Massee, Ferry) XVII, 93 et 141; XVIII, 37 et 86.
Dictionnaire iconographique (Laplanche) XVII, 41.

Infections.

Voir : **Champignons pathogènes**, Paludisme XXIII, 102 à 111.

Insectes.

Champignons qui attaquent les insectes, voir **Champignons entomophytes.** — Voir aussi : **Vers à soie.**

Cecidomyia destructor (Herrero) XX, 43.
Fourmis, voir à la table (page 23) : Culture de champignons par des fourmis.

Laboulbéniacées.

Révision (Berlèse) XI, 171.
Espèces de l'Amérique du Nord (Thaxter) XII, 196; XIV, 83.
Monographie des Laboulbéniacées (Thaxter) XXI, 105; XXII, 11.
Nouvelles espèces de Laboulbéniacées (Thaxter) XXIII, 45 et 48.
Une Laboulbéniacée des insectes cavernicoles (von Istvanffi) XX, 66.
Rickia Wasmannii (Cavara) XXII, 155.

Labyrinthulées.

Labyrinthulées (Zopf) XXII, 25.

Législation.

Extirpation obligatoire de l'Epine-Vinette (Ferry) XIV, 134 et 135.
Le traitement du mildiou obligatoire (Ferry) XIV, 135.

Levures.

Voir : **Ferments figurés, F. non figurés, Microbes.** *Amylomyces Rouxii*, XXIII, 81-92; origine des Levures (Klöckel et Schönning) XX, 70.

Lichens.

A. *Leur nature.*

(Algue et champignon) Roumeguère I, 2; Müller I, 61, 155; Du Tailly, I, 119; Brisson, I, 183; Minks (Magnin) II, 44 et 118; Flagey, VIII, 5 et 65; Müller, XIV, 33.
Symbolae Licheno-mycologicae ou contribution à la connaissance des espèces qui flottent entre les champignons et les lichens (Minks) IV, 53; V, 128; Syntrophie (Minks) XVI, 130.

La synthèse algo-lichénique (Richard) VI, 88; VII, 62; VIII, 129; IX, 98.
Le procès des lichénologues (Richard) VI, 108.
Les céphalodies des Lichens et le Schwendinérisme (Richard) VI, 246.
On the Algo-Lichen hypothesis (Jame Crombii) VII, 112.
Les hyméno-lichens (Richard) VIII, 108.
Sur la Téléphorée qui forme les genres de Basidiolichens (Mœller) XVII, 137.

B. *Lichens comestibles ou vénéneux.*

Les lichens comestibles du Japon (*Gyrophora esculenta* n. sp) (Miyoshi) XVI, 120; vénéneux? I, 219; sa composition (Errera et Clautriau) XV, 147.
Les lichens du mûrier et la pébrine du ver-à-soie (Hallauer) XIV, 132.

C. *Anatomie, organes.*

Gonidies (leurs rapports avec les parties avoisinantes et leurs formes diverses) (Nylander) I, 125.
Céphalodies du *Pelligera* (Babikoff) II, 61.
Céphalodies des Lichens (Forssell) VI, 245. Communications intercellulaires (Poirault) XVII, 137.
Les verrues des apothécies du *Peltidea aphthosa* (Fünfstück) VII, 129.
Les thalles internes (Muller) IX, 203.
Les lichens (physiologie et anatomie) (Acloque) XV, 27.

D. *Travaux divers, Révisions.*

Lichenologische Fragmente (Arnold) III[11], 59; IV, 192.
Lichenologische Beitrage (Muller) III[11], 61; IV, 118; IV, 251; V, 74; V, 131; V, 270; VI, 248; VII, 128.
Tableaux anatomiques et dichotomiques des genres et des espèces décrits dans le *Lichenographia Scandinavica* (H. Olivier) III[11], 72.
Lichenum Italiae meridionalis manipulus quartus (Jatta) IV, 193.
Révision des genres et des espèces créés par Fée (Muller) IX, 8? et 133.
Monographia Cladoniarum (Wainio) X, 150; XX, 154.

E. *Distribution* (voir aussi *Substratum*).

Æquinoctiale-Americani Lichenes (André et Müller) I, 163.
Afrique (Stizenberger) XV, 125.
Amélie-les-Bains (Brisson de Lenharrée) XIII, 33.
Bavière (Arnold) XIII, 154.
Brésil (Wainio) XIII, 46.
Château du grand Quevilly et falaises de Saint-Jouin (Letendre) IV, 192.
Constantine (Flagey) X, 126.
Egypte (Muller et Barbey) VI, 15; (Muller) II, 40.
Franche-Comté (Flagey) VI, 134 et V, 71.
Gargano (Mont) (Jatta) III[10], 53.
Italie (Jatta) II, 207; VIII, 174; XV, 124.
Jura français (Arnold) XII, 150.
Lorraine (catalogue descriptif) (Harmand) XVIII, 85.

Miquelon (Ile) (Delamarre et Arnold) IX, 141.
Mont-Dore et Haute-Vienne (Lamy) II, 106; V, 70.
Montevideo (Archavelata et Müller) X, 1.
Montpellier (Celotti) X, 100.
Normandie (Malbranche) IV, 57.
Nouméa (Saves, Müller) IX, 77.
Orne (Flore analytique, avec clés dichotomiques) (Olivier) IV, 120 ; V, 271 ; VI, 248; VII, 114.
Otaïti (Ile) (Müller) VI, 90.
Palestine (Müller et Barbey) VI, 12,
Paraguay (Balansa et Müller) X, 53, 177.
Pôle arctique (Fries) II, 145.
Portugal (Henriquez) II, 210.
Pyrénées (Cauterets et Lourdes) (Lamy) VI, 249.
Pyrénées (Lichens du Monné) (Lamy) IV, 254.
Scioa (Jatta) IV, 255.
Sicile (Jatta) XIV, 52.
Socotra (Müller) IV, 118, 255.
Suède (Almquist) II, 102.
Tyrol (Arnold) II, 205 et I, 184.

F. *Physiologie.*

Les communications intercellulaires chez les Lichens (Poirault) XVII, 137.
Recherches sur la respiration des Lichens (Jumelle) XV, 64.
Les matières colorantes des Lichens (Zopf) XVIII, 32.
Champignons parasites des Lichens (Lauder-Lindsay) I, 123.
Catalogue descriptif des champignons parasites des Lichens (Zopf) XXII, 28.
Balancement entre les apothécies et les spermogonies (*Peltigera rufescens* (Jatta) XV, 34.
Antagonisme entre deux Lichens (Malme) XVIII, 139.
Production de corps gras chez les Lichens calcicoles (Fünfstück) XIV, 1; elle constitue une sécrétion, XXII, 38.
Vitesse de croissance (Vallot) XX, 37.
Développement et origine des paraphyses et des asques chez les Lichens (Fünfstück), VII, 129.

G. *Substratum.*

Le substratum et son influence sur la distribution des Lichens (Brisson de Lenharrée) II, 141.
Le substratum des Lichens (Richard) V, 210.
Lichens calcicoles (Magnin) V, 209; VI, 133.
Les Lichens vitricoles (Nylander) I, 184.
Le thalle des Lichens calcicoles (Bachmann) XVI, 180.

H. *Classification, taxonomie, monographies.*

(Se reporter aux tables des espèces figurées ou non figurées).
Genre *Cora* (Hyméno-lichens) IV, 58 et XVII, 137.
Genre *Graphis* (Malbranche) VI, 243.
Genre *Ulocodium* et *Nemacola* (Massalongo) XV, 153.
Genre *Parmelia*, *Physcia*, *Xanthoria* (Olivier) XVI, 174.

Genre *Dictyonema* (Hariot) XVII, 137.
Genre *Gyrophora* (Ant. Magnin) V, 127.
Genre *Cyrtidula* (Minks) XIII, 55.

I. *Technique.*

Réactifs pour l'étude des Lichens (Olivier) IV, 9. — (Magnin) V, 209.
Formation d'un herbier de Lichens (Richard) VII, 60.

J. *Exsiccata.*

Lichenes selecti Gallici exsiccati, Centuries I à VI : (chez l'auteur, C. Roumeguère, rue Riquet, 37, Toulouse) comprennent les cinq centuries ci-après :
Ire centurie, II, 31 ; IIe centurie, II, 159, 197 ; IIIe centurie, III, 32 ; IVe centurie, IV, 105 ; Ve centurie, V, 186.
Herbier des Lichens de l'Orne et du Calvados (Olivier) III[11], 69 ; IV, 253 ; V, 132 ; VII, 65.
Lichens desséchés de la Franche-Comté (Flagey) V, 71, 133 ; VI, 62, 135 ; VII, 64 ; X, 165.
Lichens desséchés de l'Algérie (Flagey) XIII, 83, 167 ; XIV, 70 ; XVII, 101.

Lysol.

Voir : **Microbes, Champignons parasites.**

Ses propriétés et ses applications (de Parville) XVII, 184.

Maladies des plantes.

Voir : **Champignons parasites, Castration, Sclérotes.**

Maladies des Champignons.

Voir : **Associations parasitaires, Champignons parasites.**

Manuels.

Voir : **Traités, Enseignement, Iconographie.**

Microbes.

Voir : **Ferments figurés, Champignons parasites, Champignons pathogènes, Chimie, Symbiose, Plantes** (assimilation de l'azote de l'air).

A. *Monographies.*

Les microbes (Magnin) I, 82.
Notions élémentaires de bactériologie (Billet) XIV, 128.
Les microbes et ferments figurés (Pochettino) VIII, 45.
Les Schizomycètes (*Spaltpilze*) (Zopf) V, 203.
Les microbes (Malbranche) VI, 185.
Les microbes chromogènes (*Bacillus chlororaphis*) (Guignard et Sauv.) XVII, 188.
Bactéries vertes (Dangeard) XVI, 173.
Les microbes photographes (West) XVII, 91.

Les microbes des fleurs (Freire) XXI, 95.
La flore microbienne de l'Atlantique (Russel) XVI, 132.
Les *Nephromyces*, champignons parasites du rein des Molgulidées (Giard) X, 159.
Microcoque endogène parasite des Acrasiées (Dangeard) XX, 69.
Beggiatoées (Zopf) XVIII, 136.

B. *Morphologie.*

Développement des Bactériacées (Billet) XII, 187.
Coloration à l'état vivant des cils des Bactéries (Straus) XVI, 17.
Colorabilité élective des filaments sporifères du *Bacillus Gigas* par le bleu de méthylène (Certes) XXIII, 61.
Les cils vibratiles des Bactéries (Boutroux) XVI, 15.
Espèces de *Streptothrix* filamenteuses affines aux champignons (Sauvageot et Radais) XIX, 102.
Phase régressive des Beggiatoées (Zopf) XVIII, 136.
Sur le *Cladothrix dichotoma* (Busgen) XVII, 40.

C. *Physiologie.*

Action du chloroforme sur les Bactéries (Kirchner) XV, 30.
Action microbicide de l'électricité d'induction (Spilker et Gottstein) XVI, 117.
Action de l'électricité (courants induits) sur le bacille pyocyanique (d'Arsonval) XVI, 119.
Influence des courants indirects sur l'orientation des bactéries vivantes (Lortet) XX, 31.
Développement des bactéries à 0° (Forster) XX, 27.
Action du froid (Pictet) XX, 129.
Action des poisons sur les microbes (Tchougaeff) XX, 100.
Production d'hydrogène sulfuré, d'indol et de mercaptan par les bactéries (Morris) XXII, 57.
Production de triméthylamine dans la fermentation spontanée du houblon (Behrens) XVIII, 128.
Bacille détruisant la cellulose avec formation d'acide butyrique (Omelianski) XX, 118.
Le ferment nitrique (Winogradsky) XVII, 67.
Un microbe chromogène des cultures d'*Isaria densa* (Guignard et Sauvageau) XVII, 188.
Production de quinone par le *Streptothrix chromogenes* (Perrier) XXIII, 57.
Le soleil et les microbes (Boubnoff) XX, 159.
Action nulle des rayons X sur le bacille diphtérique (Berson) XX, 159.
Thermotactisme des bactéries (Schenk) XIX, 113.

D. *La lutte contre les microbes.*

Destruction des microbes par les globules blancs : la phagocytose chez les Invertébrés (Guénot) XVII, 83.
Destruction des toxines par les capsules surrénales (Petit) XX, 30.
Un nouvel agent d'atténuation des virus, la spermine (Pœhl) XVII, 117.
Substance antivirulente du sérum du sang des animaux vaccinés (Béclère) XXI, 96.

Pouvoir bactéricide de l'humeur aqueuse (Lagerheim) XXIII, 41.
Pouvoir bactéricide de l'acide nucléique des noyaux cellulaires (Ketzel) XVI, 177.
Les injections intraveineuses de solutions salines (Bosc et Vedel) XIX, 159.
Savon désinfectant au sublimé (Forster) XVI, 133.
Le formol formaldéhyde contre les bactéries (Cohn) XIX, 103.
Relation du sang et de sa teneur en hémoglobine avec l'état général de l'organisme (Lafon) XX, 33.
Influence des toxines sur la descendance (Charrin) XIX, 71.
Données bactériologiques pour la construction des filtres de sable (Reinsch) XIX, 29.
Séparation des micro-organismes des eaux potables par la force centrifuge (Lezé) XV, 164.
Lysol : Ses propriétés antiseptiques et ses applications (de Parville) XVII, 184.

Microscope.

Microscope (Van Heurch) III[10], 22.
Usage du microscope (Pelletan) IV, 198.
Inventeurs du microscope composé (Saccardo) XIII, 143.
Hedwig, précurseur de l'analyse microscopique des Ascomycètes (Saccardo) XIII, 104.
Chambre humide pour les cultures à étudier sous le microscope III[11], 28.

Mimétisme.

Mimétisme de champignons par des insectes (Farlow) XVIII, 66.
Ressemblance de la larve d'un insecte avec le fruit d'un lichen (Stone) XIX, 89.
Mimisme chez les Champignons (Plowright) IV, 13, note.

Moisissures.

Voir : **Hyphomycètes.**

Monstruosités.

Voir : **Tératologie, Déformations.**

Mucédinées.

Voir : **Hyphomycètes.**

Mucoracées.

Voir : **Champignons parasites, Physiologie.**

Etude sur les Mucorinées (Bainier) IV, 133.
Glycogène chez les Mucorinées (Errera) V, 111.
Mortierella (genre) *M. Bainceri* (Costantin) XI, 165.
Parasites : un Ascomycète (*Trichoderma vivide*) parasite du *Mucor crustaceus* (Rey) XXI, 119.
Phycomyces nitens : développement (Errera) VII, 59.
Phycomyces : turgescence (Laurent) VIII, 50.

Protoplasma : structure et évolution (Matruchot) XX, 128.
Spores exogènes : une Mucorinée à spores exogènes (Matruchot) XXII, 104.
Structure des Mucorinées (Léger) XIX, 165.
Structure et évolution du protoplasma dans les Mucorinées (Matruchot) XX, 128.
Systématique : une nouvelle espèce de *Mortierella* (Therry et Thierry) IV, 160.
Turgescence : *Phycomyces* (Laurent) VIII, 50.
Variabilité : *Mucor proliferus* (Schostakowitsch) XX, 76.
Le genre *Frankia* (Atkinson) XIV, 102.

Mycéliums.

Voir : **Rhizomorphes, Sclérotes, Relations génétiques.**

Mycorhizes.

Voir au mot **Symbiose.**

Myxobactériacées.

Les Myxobactériacées, nouvel ordre de Schizomycètes (Thaxter) XVI, 92 ; XX, 95.
Les Myxobactériacées (Zukal) XX, 141.

Myxomycètes.

Voir : **Champignons parasites, Physiologie.**

Monographie (Massee) XIV, 123.
Clé dichotomique des Myxomycètes (Martin) XXII, 116.
Introduction à l'étude des Myxomycètes (Quélet) I, 13.
Pièce d'union entre le noyau et le cil vibratile (Plenge) XXIII, 37.
Voracité des plasmodes (Lister) XVII, 20.
Sur le mécanisme de l'absorption et de l'expulsion des corps solides par les plasmodes de *Chondrioderma difforme*, XV, 150.
Sur la digestibilité de corps vivants ou morts introduits dans les plasmodes (Celakowsky) XIX, 102.
Les phénomènes d'hybridation chez les Myxomycètes (Lister) XVII, 19.
Myxomycètes de Suède (Fries R. E.) XXII, 36.
Myxomycètes des Etats-Unis (Peck) II, 49 ; révision des espèces créées par M. Peck (Sturgis) XXII, 107.
Genre *Amylotrogus* (Roze) XIX, 160.
Enteridium Kozeanum : germination (Durand) XXI, 138.
Rhizobiums, Bactéroïdes des Tubercules des Légumineuses : voir *Champignons parasites, Schizomycètes.*
Observations sur quelques Rhizobiums américains (Schneider) XV, 46.
Le genre *Schinzia* (*Schinzia Alni*) (Gravis) II, 69.
Schinzia cypericola : sa distribution géographique (Magnus) XVI, 136.
Le genre *Frankia* (Atkinson) XIV, 102.
Le *Club-rot*, *Plasmodiophora Brassicae* aux Etats-Unis (Eyclesshimer) XIV, 101.
Tubercules du *Ruppia rostellata* et du *Zanichellia polycarpa* provoqués par le *Tetramyxa parasitica* (Hisinger) IX, 168.

Nécrologie.

Balansa XIV, 88.
Barla (Boudier) XXI, 17.
Boissier VIII, 30 ; (Haynald) XI, 159 ; son buste à Genève IX, 208 ; son herbier, XI, 59.
Briard (Major) XIX, 120.
Caldési VI, 195.
Claret de Tourette (Magnin) VIII, 53.
Currey IV, 80.
Darwin IV, 195.
Decaisne IV, 134.
De Brondeau, ses œuvres XIV, 59.
De Césati V, 77.
De Guernisac V, 134.
De Notaris I, 39.
Fiorini-Mazzanti (Elisabeth) I, 104.
Forquignon X, 170.
Fourcade XIII, 51.
Gray et ses travaux (Farlow) XI, 39 ; XI, 159.
Haynald (Cardinal) XIII, 206.
Hoffmann XIV, 54.
Jecker IV, 80.
Kalchbrenner VIII, 175.
Kunze J. III[11], 24.
Lamy de la Chapelle VIII, 60.
Lindsay III[11], 24.
Lucand XIX, 20.
Malbranche X, 170 ; (Niel) XI, 108.
Mougeot J.-B. I, 55 ; II, 214.
Mougeot (Antoine) XI, 114.
Morthier VIII, 60.
Neissen IV, 80.
Persoon (Fée) XIII, 152.
Planchon X, 169.
Pringshein XVII, 92.
Quélet (Ferry) XXI, 114.
Rabenhorst III[11], 24.
Richard (Ferry) XIX, 52.
Roumeguère XIV, 58, 89 ; espèces à lui dédiées XIV, 137.
Sarrazin XIII, 97.
Timbal-Lagrave X, 110.
Veuillot XIII, 51.
Westendorp VII, 141.
Winter IX, 185.

Noms vulgaires.

Charente-Inférieure (Brunaud) I, 15.
Vaucluse (Réguis) VIII, 218.
Vosges (Haillant) VII, 130.
Glossaire mycologique : étymologie et concordance des noms vulgaires ou patois avec les noms français et latins des principaux Champignons alimentaires et vénéneux du Midi de la France. (Se trouve chez l'auteur, C. Roumeguère, rue Riquet, 37, Toulouse. Prix : 3 fr. 50).

Noms de couleurs.

Les noms de couleurs (R. Ferry et Warton) VII, 197.
Tableau-étalon des couleurs (Prang) XXII, 74.
De la nomenclature des couleurs (Ferry) XIII, 180.

Noyau de la cellule.

Voir : **Déformations, Physiologie, Reproduction, Technique.**

A. *Structure et caractère histologiques des noyaux.*

Bactéries (noyau des) Feinberg XXII, 135.
Recherches sur la structure des noyaux (Cavara) XX, 123.
Étude sur les matières érythrophiles et cyanophiles (Rosen) XVI, 33 ; XX, 137.

Colorabilité élective des filaments sporifères du *Bacillus Gigas* par le bleu de méthylène (Certes) XXIII, 61.
Hyménomycètes (noyau des) (Kolderup) IX, 119.
Sur les noyaux des Hyménomycètes (Wager) XVI, 33.
Pièce d'union entre le noyau et le cil vibratile (Plenge) XXIII, 37.
Saccharomycètes (le noyau des) (Wager) XXIII, 71.
Recherches histologiques sur la famille des Urédinées (Sappin-Trouffy) XIX, 107.
Nature des nucléoles (Strasburger) XXII, 58.

B. *Action de parasites sur le noyau.*

Chez les Amibes (Dangeard) XIX, 6.
Chez les Légumineuses (noyau des tubercules radicaux (Paratore) XXIII, 14.
Chez les Zygnema (Wildemann) XX, 157.
Chez la Vanille : Mycorhizes endotrophiques (Cavara) XIX, 94.

C. *Rôle des noyaux.*

Rôle des noyaux dans l'absorption des toxines (Stassano) XXIII, 36.
Une masse protoplasmique ne peut constituer une membrane si elle ne possède pas de noyau (Pfeffer) XXI, 122.
Le noyau dans les tissus méristématiques et sporogènes (Rosen) XXI, 124.
Le protoplasme végétal : sa structure et ses mouvements (Mattirolo) V, 64.
Sur les combinaisons des nucléines avec les composés métalliques, les alcaloïdes et les toxines (Stassano) XXIII, 54.

D. *Division de noyaux, caryocinèse.*

Division des noyaux dans les sporanges et les asques (Harper) XXIII, 20 ; XXII, 134.
Recherches récentes sur la division du noyau (de Wildeman) XIV, 126.

E. *Fusion de noyaux.* (Voir au mot *Reproduction* dans la table générale).

Rôle des noyaux dans la fécondation chez les Oomycètes (Dangeard) XIII, 53.
La fécondation dans le *Cystopus candidus* (Wager) XVIII, 178.
La caryocinèse chez le *Vampyrella vorax* (Dangeard) XXII, 114.
L'oosphère composée de l'*Albugo Bliti* (Stevens) XXII, 117.
Cas divers de conjugaison de deux cellules sans fusion de leurs noyaux (Harper) XXIII, 46.

Organographie.

Voir : **Noyau, Hyménomycètes, Gastéromycètes, Ascomycètes, Myxomycètes, Pyrénomycètes, Espèces figurées, Espèces non figurées, Technique.**

Baside. Sa nature (dérive de la conidie) (Boulanger) XVI, 68.
Du nombre des stérigmates (Patouillard) VI, 147.
Conidie : Appareil conidifère dans le genre *Meliola* (Gaillard) XIII, 174.

Bommerella trigonospora (Marchal) XII, 94.
Calocera carnea (Patouillard) IV, 210.
Entomophtorées : spores conidiales et spores durables (Giard) IV, 80.
Erinaceum (*Hydnum*) (macroconidies et microconidies (Patouillard) XX, 160.
Hydnum (Giard) IV, 81.
Meliola (Gaillard) XIII, 174.
Orbilia (Costantin) XI, 165.
Pistillaria bulbosa (Patouillard) VII, 178.
Pleurotus ostreatus (Patouillard) III[10], 37 ; (Heckel) III[10], 9.
Ptychogaster aurantiacus (Patouillard) VII, 28.
Ptychogaster du Congo (de Seynes) XVI, 59.
Ptychogaster (forme conidiale du *Polyporus sulfureus* (de Seynes) X, 163.
Ptychogaster Lycoperdon (Patouillard) IX, 192.
Trametes rubescens (Patouillard) IV, 35.
Tremella fimetoria (forme conidienne d'un agaric) (Boudier) X, 48
Chlamydospores : *Nyctalis parasitica* (Patouillard) III[10], 12.
Cils : Le sort des cils dans les zoospores de Phycomycètes (Rothert) XX, 160.
Cystides : *Lactarius subdulcis* (macrocystes) (Patouillard) III[10], 11.
Hyménium : Sa localisation (Patouillard) V, 1.
Observations sur l'hyménium des Basidiomycètes (Patouillard) V, 167.
Analyse et dimensions des divers organes de l'hyménium (Steinhaus) X, 99.
Observations analytiques sur les spores, basides, cystides, etc., des Agaricinés (Voglino) VIII, 173.
Hyphopodies : *Asterina* (Gaillard) XVI, 40.
Membrane cellulaire (voir au mot *Cellule*).
Noyau (voir dans la table générale au mot *Noyau*).
Organe de projection du *Sphaerobolus stellatus* (Patouillard) VII, 69.
Organographie comparée des champignons et des phanérogames (Boudier) XXII, 95.
Paraphyses : Des paraphyses (Boudier) XII, 145.
Paraphyses dans le genre *Puccinia* (Pirotta) XIV, 50.
Périthèce : Des périthèces et des hyphopodies mycéliennes des Asterina (Gaillard) XVI, 40.
Structure et dimorphisme de l'*Hypocrea tuberiformis* (Atkinson) XIV, 82.
Poils : Tubercules pileux des lames de certains agarics (Boudier) XVI, 36 ; (Gillot) VI, 65.
Le pilosisme hyménial (Patouillard) IV, 35.
Racine : Corps radiciforme de *Poronia Doumetii* (Bommer) XVII, 161.
Rhizomorphes (voir ce mot à la table générale).
Spermaties : Classification des espèces du genre Phoma d'après la forme des spermaties (Therry) III[10], 12.
Spores : Voir conidies, chlamydospore, baside, spermatie, etc.
Bommerella trigonospora (Marchal) XII, 94.
Les spores des champignons avec 2,400 dessins (Richon et Dutertre) XVIII, 179 ; XIII, 138, 160.

Diagnose différentielle de l'œuf des parasites animaux et de la spore des végétaux (Stubbendorf) XIX, 30.
Squames : Pied des Bolets (Bourquelot et Arnould) XV, 164.
Tubercules : *Marasmius Hudsoni* (A. Mougeot) IV, 17.
Tubercules pileux des lames (Boudier) XVI, 36.
Tubes pénicillés des Erysiphacées (Vuillemin) XVIII, 61 ; (Salmon) XXII, 69 ; (Vuillemin) XXII, 124.
Vaisseaux (hyphes vasculaires) : Hyphes vasculaires des Agaricinées (Von Bambeke) XIV, 118.
Lentinus cochleatus (Von Bambeke) XVII, 154.
Les organes conductours chez les Hydnées, les Théléphorées et les Tomentellées (de Istvanffi) XVIII, 1.
Vibrioïdes : Dans les cellules des Saprolégnées et de l'*Ascoidea rubescens* (Lagerheim) XXII, 105.
Vrilles des champignons (Boudier) XVII, 32.

Paludisme.

Le paludisme au Sénégal (Marchoux) XXIII, 102.
La prophylaxie du paludisme (Grimbert) XXIII, 105.

Parasitisme.

Voir : **Champignons parasites, Champignons pathogènes, Champignons entomophytes, Champignons destructeurs du bois, Symbiose, Urédinées, Ustilaginée, Relations génétiques.**

Parthénogénèse.

Voir : **Plantes.**

Péronosporées.

Voir aux mots : **Champignons parasites, Phycomycètes.**

Péronosporées (Cornu) V, 205.
Recherches sur les Pérénosporées (de Bary et Woronin) V, 109.
Péronosporées des Etats-Unis (Farlow) VI, 125.
Péronosporées du Kansas (Sivingle) XII, 93.
Recherches anatomiques sur les Péronosporées (Mangin) XXIII, 78.

Phalloidées.

Phalloidei novi (Kalchbrenner) III[a], 44.
Dispersion des spores par les insectes (Fulton) XVI, 185.
Les phalloïdées (Fischer) XVI, 182.
Phallogaster saccatus (Thaxter) XVII, 29.
Dictyophora Ravenelii (Scofield) XXIII, 20.

Phosphorescence.

Voir : **Champignons phosphorescents, Physiologie.**

Photographie.

Microphotographie (Huberson) II, 217 (Fayel) I, 22.
Photographie des champignons (Bourquelot) X, 96.
Photographie par les rayons Röntgen (Hintenberger) XIX, 20.
Photographies de champignons de l'Amérique (Lloyd) XVIII, 136.

Phycomycètes.

Voir : **Péronosporées, Entomophthorées, Saprolégniées, Mucoracées, Chytridiacées.**

Sur le sort des cils chez les zoospores des Phycomycètes (Rothert) XX, 160.
Notes mycologiques (de Wildemann) XX, 157.
Protomyces filicinus (Magnus) XVII, 188.
Péronosporées et Saprolégniées (de Bary et Woronin) V, 109 ; IV, 250.

Physiologie ou Biologie.

Voir : **Champignons phosphorescents, Déformations, Chimie, Chémotropisme, Urédinées, Mimétisme, Germination, Reproduction, Substratum, Propagation, Plantes.**

Recherches sur l'ensemble de la mycologie (Brefeld et Costantin) XV, 156.
Développement acrogène des corps reproducteurs des champignons (de Seynes) VIII, 158.
Région précise où se fait l'allongement des hyphes (Reinhardt) XVII, 185.
Analyse de l'air par l'*Ag. atramentarius* (Phipson) XIX, 116.
Influence de la lumière sur la respiration des champignons inférieurs (Kolkwitz) XXIII, 38.
Héliotropisme (Oltmanns) XVII, 123.
Influence des rayons Rœntgen sur les jeunes plantes (Schober) XIX, 20.
Influence sur les Mucédinées de la tension de la vapeur d'eau (Lesage) XIX, 34.
Des facteurs extérieurs (lumière, etc.) qui agissent sur les mouvements des zoospores, des spermatozoïdes et des plasmodes (Kolkwitz) XX, 38.
Thermotactisme (Schenk) XIX, 113.
Influence de la lumière sur les spores du charbon des céréales (Laurent) XVI, 42.
Influence de l'électricité : Le dernier signe et le premier signe de vie (Waller) XXIII, 56.
Développement d'un *Sterigmatocystis* dans un liquide en mouvement (Ray) XX, 36.
Effets de mouvements mécaniques sur la croissance de certains microorganismes (Russell) XVII, 136.
Rôle physiologique des sels de calcium et de magnésium (Lœw) XIX, 75 ; XVI, 187.
Relation de l'hémoglobine du sang avec la santé (Lafon) XX, 33.
Fonction physiologique du fer dans l'organisme (Stoklasa) XXI, 86.

Sur l'utilité des sels de fer pour le développement des champignons (Wehmer) XIX, 103.
Le tartrate de fer comme élément du chevelu des racines des plantes (Poulet) XX, 32.
Métaux nécessaires aux champignons (fer, magnésium), inutiles (calcium), toxiques (cadmium) (Molisch) XX, 34.
Métaux favorables au développement des champignons (sodium, fer) (Wehmer) XX, 34.
Les aliments minéraux des champignons (Gunther) XXI, 17.
Dégénérescence graisseuse des champignons (*Pilobolus*) privés de sels minéraux (Cunningham) II, 220.
Rôle des hydrates de carbone dans la résistance à l'asphyxie chez les plantes supérieures (Palladine) XVII, 85.
Action du nitrate d'ammoniaque sur le développement de l'*Aspergillus niger* (Touret) XX, 39.
Absorption du sucre par les racines du maïs (culture aseptique à partir du grain) (Laurent) XX, 126.
Absorption de corps gras par les Mucorinées et les Mucédinées (Schmidt) XVII, 85.
Effet que certaines substances chimiques excitantes ont sur le coefficient économique du sucre (Richards) XXI, 136.
Substances carbonées et azotées pouvant servir d'aliments aux champignons (Bokorny) XX, 139.
Influence des sels organiques sur la formation des conidies de l'*Aspergillus niger* (Yasuda) XXII, 76.
Influence de divers milieux sur quelques champignons du groupe des Dématiées (Planchon) XXII, 128.
Variation des champignons inférieurs sous l'influence du milieu (Ray) XX, 36.
Influences combinées de la lumière et du substratum sur le développement des champignons (Lendner) XX, 132.
Les limites de température des champignons hyphomycètes suivant les solutions nutritives (Thièle) XXI, 84.
Polymorphisme du *Matruchotia varians* (Boulanger) XVI, 68.
(Dans cet article de M. Boulanger, les lignes 9 à 39 de la page 70 ont été déplacées lors de l'impression ; elles doivent prendre place immédiatement avant le mot CONCLUSION de la page 71).
Polymorphisme, sous l'influence de divers milieux, du genre *Sporotrichum* (Boulanger) XIX, 37.
Polymorphisme du *Cladosporium Herbarum* (de Janczewski) XV, 41 ; XVI, 133.
Influence des milieux nourriciers sur *Basidiobolus Ranarum* (Raciborski) XIX, 27.
Le Chémotropisme (Myoshi) XVI, 136 ; XVII, 187.
Chémotropisme des tubes polliniques (Mollisch) XVII, 187.
Pouvoir réducteur des végétaux sur les nitrates (Laurent) XVI, 25.
Toxicité de divers agents à l'égard de certains hyphomycètes (Clark) XXII, 135.
Résistance de l'*Aspergillus Quininiae* à la toxicité des sels de quinine (Heim) XVI, 80.
Toxicité des composés alcalino-terreux à l'égard des végétaux supérieurs (Coupin) XXIII, 51.

Phytomyxées.

Pyrrhosorus (parasite des algues marines) (Juel) XXIII, 111.

Plantes.

Voir : **Physiologie, Traités, Guides.**

La vie des plantes dans le Minsota (Mac Millan) XXII, 59.
Les plantes d'eau douce, avec 55 figures (de Lamarche) XIX, 112.
La fièvre chez les plantes (Richards) XX, 32.
Le nombre des plantes (Saccardo) XV, 163.

Lutte pour l'existence :

Mucor et *Trichoderma* (Rey) XXI, 119.
Antagonisme entre les moisissures et les bactéries (Duchesne) XX, 163.

Absorption :

Absorption des matières organiques par les racines (Laurent) XX, 126.
Recherches sur les principes de la digestion végétale (Poulet) XX, 31.
Rôle des microorganismes dans la digestion des plantes insectivores (Tischukin) XIX, 20.
Structure anatomique et mode d'action des suçoirs de *Lathraea* (Heinricher) XX, 137.
Sélection des aliments organiques par les plantes (Pfeffer) XIX, 17.
Toxicité des composés alcalino-terreux à l'égard des végétaux supérieurs (Coupin) XXIII, 51.

Fonction chlorophyllienne :

Recherches sur la respiration des feuilles vertes et des feuilles étiolées (Palladine) XVI, 43.
Influence de diverses substances sur la formation de la chlorophylle (Palladine) XX, 129.
L'assimilation chlorophyllienne chez les Orchidées (Griffon) XXI, 89.
Formation de chlorophylle à l'obscurité chez une algue verte (Radais) XXII, 105.
Sur la culture du *Nostoc punctiforme* en présence du glucose (Bouillac) XX, 130.
Recherches physiologiques sur les plantes vertes parasites (Bonnier) XVIII, 34.
Recherches physiologiques et anatomiques sur les Cuscutacées (Mirande) XXIII, 74.
Un nouveau réactif de la chlorophylle (Molisch) XXI, 124.
Contre la chlorose des plantes (Assfall) XIX, 72.
Végétation défectueuse et chlorose des plantes silicicoles en sols calcaires (Roux) XXIII, 55.
Une Bacillariée privée de chlorophylle, *Synedra hyalina* (Provazek) XXIII, 51.
Sur le développement de quelques demo-parasites à chlorophylle (Heinrischer) XXIII, 58.

Respiration :

La respiration des feuilles et des tubercules chez la pomme de terre (Böhm) XVI, 134.

Sur l'héliotropisme des plantes (Oltmanns) XVII, 123.
Sur le rôle des hydrates de carbone dans la résistance à l'asphyxie chez les plantes supérieures (Palladine) XVII, 85.

Parthénogénèse :

Parthénogénèse du *Thalictrum Fendleri* (Day) XIX, 36.
Parthénogénèse du *Marsilea Drummondi* (Shaw) XX, 119.
La parthénogénèse dans le genre *Marchantia* et sa dépendance de la température (Nathanssohn) XXIII, 61.

Hybridation :

Influence immédiate d'une espèce de maïs sur l'endosperme d'une autre (Weber) XXII, 149 ; (de Vries) XXII, 98 ; (Nathanssohn) XXIII, 61.

Sexe :

Détermination du sexe dans le chanvre (Molliard) XX, 128.
Autophagie sexuelle (Dangeard) XXI, 34.

Germination :

Voir au mot *Germination* dans la table générale.

Assimilation de l'Azote atmosphérique :

Assimilation de l'Azote atmosphérique par les Mucédinées (Puriewitsch) XIX, 86.
Assimilation de l'Azote atmosphérique, *Clostridium Pasteurianum* (Winogradsky) XIX, 94.
Fixation de l'Azote atmosphérique par l'association des algues et des bactéries (Bouilhac) XIX, 98.
Fixation de l'azote par les tubercules à bactéroïdes des Légumineuses (voir au mot *Symbiose*).
Influence des microbes du sol sur la végétation (Gain) XXIII, 79.

Plantes fossiles.

Voir : **Champignons fossiles.**

Eléments de paléobotanique (Zeiller) XXIII, 62.

Poisons, leur action sur les Champignons.

Voir : **Physiologie** *in fine.*

Polymorphisme.

Voir : **Physiologie, Relations génétiques.**

Pomme de terre.

Voir : **Champignons parasites des végétaux, Plantes.**

Histoire de la Pomme de terre (Roze) XXI, 65.

Propagation.

Voir : **Physiologie.**

Propagation des champignons par les limaces et les crapauds (Voglino) XVIII, 31 ; (Wagner) XX, 138.

Diffusion des spores par les insectes (Berlese) VII, 191 ; Phalloïdées (Fischer) XVI, 182.
Des champignons sous le rapport des insectes qui les attaquent (Roumeg.) VII, 58 note ; diptères IV, 12.
Lutte pour l'existence dans le genre Bolet (Voglino) XXII, 111 ; *Mucor* et *Trichoderma* (Rey) XXI, 119.
Lutte de l'organisme contre les parasites chez les Arthropodes (Cuenot) XVII, 83.
Antagonisme entre les moisissures et les bactéries (Duchesne) XX, 163.

Protobasidiomycètes.

Voir : **Hyménomycètes.**

Protobasidiomycètes du Brésil (Moller) (Ferry) XVIII, 101.

Pyrénomycètes.

Voir : **Relations génétiques, Hyphomycètes.**

Anthracnoses : Etude sur leur développement et leurs relations génétiques (Stoneman) XXI, 30.
Aspergillus (leur fructification ascosporée) (Van Tieghem) I, 43.
Barya aurantiaca (ergot du *Glyceria fluitans*) (Plowright et Wilson) VI, 122.
Berlesiella (Saccardo) X, 7.
Chaenocarpus hypotrichoides (Bainier) I, 118, 149.
Clathrospora (Berlèse) X, 109.
Claviceps (Essai d'infection de diverses espèces de Graminées par les Ergots (Stager) XXIII, 53.
Cordyceps (Masse) XX, 50, 85 ; XXI, 1.
Cucurbitariées de la Suisse (de Jaczewski) XIX, 89.
Erysiphacées du Japon (Salmon) XXIII, 33.
Erysiphacées (Monographie) (Salmon) XXIII, 31.
Erysiphacées (tube pénicellé) (Vuillemin) XVIII, 61 ; (Salmon) XXII, 69 ; (Vuillemin) XXII, 124.
Fusarium Aquaeductuum : sa forme ascophore (Glück) XIX, 23.
Fusicladium dendriticum : sa forme ascospore(Aderhold) XIX, 28.
Gliocladium (Matruchot) XIX, 15.
Hypomyces (Monographie) (Plowright) IV, 246 ; V, 66.
Hypocréacées graminicoles à spores linéaires (Atkinson) XIX, 115.
Massariées de la Suisse (de Jaczewski) XVII, 44.
Meliola (Patouillard) X, 134.
Meliola (Bucholtz) XX, 43.
Meliola Hyphopodies (Gaillard) XVI, 40.
Nectria ditissima (condition de production des conidies) (Werner) XXII, 48.
Ophiobolus (Niel) XIII, 153.
Peltosphaeria (Berlèse) X, 17.
Périsporiacées des Pays-Bas (Révision) (Oudemans) VI, 126.
Pestalozzia (Voglino) VIII, 56 ; VII, 126.
Pharcidia marina (Bommer) XVII, 90.
Pleospora (Berlèse) X, 109.
Pyrenospora (Berlèse) X, 109.

Richonia (Boudier) VII, 224.
Rhytisma (les vraies croûtes des arbres et les champignons qui leur ressemblent) (Muller) XVI, 185.
Sphaeronema Monographie du genre (de Jackzewski) XXI, 140.
Sphaerotheca Castagnei (développement du périthèce) (Harper) XVIII, 175 ; (Lambotte) XIII, 1.
Ustilaginoidea (Brefeld) XVIII, 137.
Venturia (Aderhold) XX, 24.
Volutella ciliata (Werner) XXII, 48.
Recherches sur l'ensemble de la mycologie (Brefeld) XV, 156.
Structure des Pyrénomycètes (Nucléés) (Quélet) I, 68.
Fécondation chez les Pyrénomycètes (Mory Nichols) XIX, 24.
Evolution des spores des Sphériacées (Lambotte) XVIII, 123 ; XIX, 48 ; XXI, 78.
Révision des Pyrénomycètes des Pays-Bas (Oudemans) VI, 180.
Les Pyrénomycètes de l'Amérique du Nord (Diagnoses et clés dichotomiques avec planches) (Ellis et Everhart) XIV, 187.
Les Pyrénomycètes de l'herbier de Schweinitz (Ellis) XVIII, 21.
Clé dichotomique des Pyrénomycètes de la Charente-Inférieure (Brunaud) II, 129.
Les vraies croûtes des feuilles et les champignons qui leur ressemblent (Müller) XVI, 185.

Relations génétiques.

Voir : **Pyrénomycètes, Hyphomycètes, Cultures, Ascomycètes.**

Arthrobothrys superba (v. *Peziza amentacea*) XX, 119.
Aspergillus fumigatus (v. *Eurotium fumigatum*) XVII, 90.
Barya aurantiaca (Ergot du *Glyceria fluitans*) Plowright) VI, 122
Botrytis cinerea (*Peziza Fuckeliana*) (Pirotta) III[12], 13.
Botrytis cinerea et la Toile (Beauverie) XXI, 136.
Botrytis et *Sclerotinia*, leurs relations entre eux et avec certaines maladies des plantes (Smith) XXIII, 21.
Camillea Leprieuri et *Hypoxylon melanaspis* (Patouillard) X, 98.
Cercospora gossypina (v. *Sphaerella Gossypinae* (Atkinson) XVII, 89.
Ceriomyces (de Seynes) XVI, 59 ; XII, 193.
Cicinnobolus Humuli (v. *Spherotheca*) (Fautrey) XII, 176.
Cladosporium Herbarum (de Janczewski) XV, 41 ; XVI, 133.
Cladosporium Herbarum (Polymorphisme) (Laurent) XI, 105 ; (Costantin) XI, 106.
Colletotrichum (Stoneman) XIX, 25.
Cystopus Capparidis et *C. candidus* (Pirotta) VII, 53.
Cytispora Platani (von Tafel) XII, 45.
Dematophora necatrix (Pourridié) (Viala) XV, 89.
Discula Platani (von Tafel) XII, 45.
Epicoccum neglectum (Mattirolo) XII, 42.
Euryachora stellaris (Morthier) VI, 3.
Fenestella Platani (von Tafel) XII, 45.
Fusarium Aquaeductuum (Glück) XIX, 23.
Fusicladium (Aderhold) XX, 34.

Glioeladium (Matruchot) XIX, 15.
Glocosporium (Stoneman) XIX, 25 ; XXI, 30.
Gnomoniopsis (Stoneman) XXI, 31.
Hypocrea tuberiformis (Atkinson) XIV, 82.
Hypoxylon melanaspis (Patouillard) X, 98.
Isaria cuncispora (v. *Torrubiella aranicida*) (Boudier) IX, 157.
Isaria farinosa (forme conidiale de *Melanospora parasitica* (Kihlmann) V, 204.
Macrosporium parasiticum (Kingo Miyable) XI, 156.
Mylitta australis (Cooke) XVI, 79.
Nectria moschata (forme ascoph. de *Fusarium Aquaeductuum*) XIX, 24.
Oidium Tückeri : sa forme ascophore (Couderc) XIX, 28.
Oidium erysiphoides (Fautrey) XII, 176.
Ozonium (Roumeg.) V, 89 ; (Schulzer) V, 44.
Pachyma Cocos (Hartig) XII, 83.
Penicillium amentaceum (v. *Peziza amentacea*) (Rostrup) XX, 119.
Peziza amentacea (Rostrup) XX, 119.
Peziza calycina (Hartig) XII, 87.
Peziza Fuckeliana et *Botrytis cinerea* (Pirotta) III[12], 13.
Peziza Sclerotiorum (Mattirolo) IV, 248.
Phoma abietina et *Peziza calycina* (Hartig) XII, 87.
Phoma cicinnoides (Fautrey) XV, 69.
Phyllachora Campanulae VI, 3.
Pleospora Herbarum (Kingo Miyable) XI, 156 ; (Lambotte) XIII, 1; périthèces (Janzewski) XVI, 133.
Polyporus Mylittae et *Mylitta australis* (Cooke) XVI, 79.
Ptychogaster du Congo (de Seynes) XVI, 59.
Ptychogaster citrinum (Boudier) IX, 109.
Ptychogaster rubescens (Boudier) IX, 109.
Ptychogaster Lycoperdon (Patouillard) IX, 192.
Pyrenopeziza Phyteumatis (Morthier) VI, 3.
Rhizomorphes (Gillot) VI, 67, voir au mot *Rhizomorphes*.
Sclerotinia (Smith) XXIII, 21.
Sphaerella gossypina (forme ascoph. de *Cercospora*) (Atkinson) XVII, 89.
Sphaerotheca Castagnei (Fautrey) XII, 73 et 176 ; (Lambotte) XIII, 1.
Spicaria arachnoides (Therry) VII, 246.
Stilbum viridipes (Boudier) IX, 157.
Torrubiella aranicida (Boudier) IX, 157.
Trichosphaeria Sacchari (Massee) XVIII, 22.
Venturia et *Fusicladium* XX, 24 ; *Vent. ditricha* (Aderhold) XX, 34.
Vermicularia (Stoneman) XIX, 25.
Volutella (Stoneman) XIX, 25.
Formes conidiennes reliées ou non à des formes ascophores (Prillieux) XX, 79.
Recherches sur les diverses branches de la mycologie (Brefeld) XV, 156.
Recherches sur le développement de quelques Mucédinées (Matruchot) XV, 31 ; (Berlèse) XIV, 186.
Les formes conidiales des Hyménomycètes (Patouillard) VII, 28.

Reproduction sexuelle.

Voir : **Organographie, Noyau, Hyménomycètes, etc.**

Une pseudo-fécondation chez les Urédinées (Dangeard et Sappin-Trouffy) XV, 107.
Reproduction sexuelle des Ascomycètes (Dangeard) XIX, 163 ; XVII, 14.
Autophagie sexuelle (Dangeard) XXI, 34.
Sur le mode de formation de l'ascospore chez certains Pyrénomycètes (Mory A. Nichols) XIX, 24 ; chez *Sphaeronema Castagnei* (Harper) XVIII, 175 ; chez *Pyronema confluens* (Kihlman) V, 204.
Histoire de la découverte de la sexualité végétale (Marchand) XIII, 95.
Note sur les organes sexuels des *Erysiphe* (Lambotte) XVI, 2.
Reproduction et fécondation dans le *Cystopus candidus* (Wager) XVIII, 178.
Sur la reproduction sexuelle des Ustilaginées (Dangeard) XVII, 1.
Quelques modes nouveaux ou peu connus de reproduction chez les Hyménomycètes (Patouillard) III[10], 10.
Sur le développement des Ascomycètes *Melanospora parasitica* et *Pyronema confluens* (Kihlman) V, 204.
Recherches sur la fructification ascosporée (Van Tieghem) I, 43.

Rhizoctones.

Voir : **Sclérotes.**

Le genre *Rhizoctonia* (Rostrup) IX, 6.
Les corps miliaires des Rhizoctones (Prillieux) XIX, 36.
Le Rhizoctone des bulbes du Safran (Roze) XX, 124.
Le Rhizoctone de la Luzerne (Prunet) XVI, 139.

Rhizomorphes. Mycélium.

Rhizomorpha Sigillarea (Lesquéreux) I, 33. Ce prétendu rhizomorphe n'existe pas : ce sont des galeries creusées par un scolyte qui ont produit cette apparence sous l'écorce d'arbres fossiles.
Rhizomorpha obstruens Pers. (Fourcade) I, 67.
Æthalia argentea (Fourcade) I, 66.
Hypha flabellata Pers. (Fourcade) I, 66.
Rhizomorpha subterranea dans les mines d'Autun (Gillot) I, 146.
Ozonium (relation avec le genre *Coprinus*) (Penzig) II, 216.
Rhizomorphes et agarics (Gillot) VI, 67.
Description d'un mycélium membraneux (Van Bambeke) XIX, 13.

Saprolégniées.

Sporange avec enveloppe chez une Saprolégniée (Zopf) XVI, 135.
Maladies des poissons (Maurizio) XIX, 79.
Conditions dans lesquelles se développe chacun des modes de reprotion du *Saprolegnia mixta* (Klebs) XXII, 107.
La maladie des Saumons (Huxley) V, 116.
Recherches sur les Saprolégniées (de Bary et Voronin) V, 109.

Etudes de Rolland Thaxter sur les Saprolégniées (Pythiacées et Leptomitacées) (Matruchot) XXIII, 93.

Schizomycètes.

Voir : **Ferments figurés, Microbes.**

Sclérotes.

Voir : **Rhizoctones.**

Les sclérotes de l'*Helianthus tuberosus* et de l'*Helianthus annuus* (Saint Gal) I, 122.
Un Coprin sclérotoïde (Ellis et Everhart) XIII, 18.
Genre *Pachyma* (Fischer) XIII, 160.
Mylitta australis (Cooke) XVI, 79 ; (Bommer) XVII, 162.
Sclérote du *Polyporus frondosus* (Rostrup) XX, 125.
Un sclérote vivant sur des Lichens (Svendsen) XXII, 103.
Maladie des sclérotes des oignons de Tulipe (Ludwig) XX, 138.
La maladie des sclérotes des baies du *Vaccinium* (Woronin) XI, 46.

Société mycologique.

Projet d'assises mycologiques. Appel aux mycologues pour la fondation de la Société mycologique (R. Ferry) VI, 40.
Les prochaines assises mycologiques (Roumeguère) VI, 196.
Annonce de la session mycologique des Vosges du 6 octobre 1884 (Roumeguère) VI, 251.
Fondation de la Société mycologique VII, 1.
Session de Plombières, VII, 161.
Mougeot Ant. (Roumeguère) XI, 114.
Quélet (Ferry) XXI, 114.

Substratum : son influence.

Voir : **Champignons parasites, Lichens (substratum).**

Index des hôtes des Champignons pour les Etats-Unis (Farlow et Seymour) X, 214 ; XIII, 48, 205.
Distribution des champignons suivant leurs substratums (Cuboni et Mancini) IX, 49.
Les Terfas (leurs plantes nourricières) (Chatin) XV, 1.
Les stations naturelles des champignons (Richon et Dutertre) XVIII, 179.

Champignons sur pâte de bois de sapin :

Gyromitra esculenta (Mougeot) I, 97.
Arcyria punicea (Mougeot) II, 117.

Champignons sur toitures en chaume :

Pholiota unicolor et *Sphaerobolus stellatus* (Gillot) I, 71.

Champignons sur galles produites par des insectes :

Les micromycètes des galles (Trotter) XXIII, 30.

Sur les œufs :

Moisissure des œufs (Guéguen) XX, 113.
Mucédinées des œufs (Zimmermann) I, 84.

Sur laine, feutre :

Onygena piligena (Gillot) I, 147.

Sur éponges de toilette :

Torula (Dufour) V, 266.

Influence de la nature chimique du sol :

Espèces calcicoles et silicicoles (Ferry) XIV, 146.
Les Terfas (influence du sol calcaire) (Chatin) XV, 1.
Mucoracées calcicoles ou silicicoles (Mangin) XXII, 62.
Champignons des carrières de phosphate de chaux du Quercy (Roumeg.) VIII, 200.
Végétation défectueuse des plantes silicicoles en sols calcaires (Roux) XXIII, 55.

Places à charbon :

Champignons des vieilles souches carbonisées par le feu (Marchal) XIII, 43.
Rhizina undulata (Raoult, Feuilleaubois) XV, 128; (Ferry) XV, 38.
Polyporus incendiarius sur bois pourrissant après l'incendie des forêts (Delogne) XIII, 43.

Champignons fimicoles et stercoraires :

Champignons fimicoles de la Pologne (Chelchowski) XVI, 130.
Champignons stercoraires du Danemark (Hensen) I, 87; IV, 194.
Champignons coprophiles de la Belgique (Marchal E.) VI, 115; VI, 232; VII, 46; VIII, 46, 159.

Influence de l'humidité, de la neige, de l'absence de lumière.

Les plantes d'eau douce (de Lamarche) XIX, 112.
La faune souterraine de la France (Viré) XXII, 101.
Champignons des galeries souterraines des mines d'Autun (Gillot) I, 147; IV, 179; du Creusot et d'Alleward (Gillot) IV, 230.
Le champignon musqué (*Cucurbitaria Aquaeductuum*) comme élément du plancton (Zacharias) XXII, 101.
La flore des neiges du Pichincha (Lagerheim) XVI, 1.
Flore des neiges du col des Ecandies (*Hæmatococcus nivalis*) (Chodat) XX, 145.
Agaricinées sur appareils à pansements (Roumeg.) I, 37.

Influence des arbres à feuilles limbées ou à aiguilles :

Espèces acicoles et foliicoles (Ferry) IX, 42.
Prépondérance de l'arbre sur le développement de la truffe (Condamy) II, 185.

Symbiose.

Voir : **Association parasitaire, Germination, Lichens.**

Chataignier : Mycorrhizes bienfaisants ou malfaisants suivant la richesse ou la pauvreté du sol en humus (Delacroix) XX, 73.

Conifères : Symbiose de l'*Hymenogaster Cerebellum* avec le Sapin (Cavara) XVI, 152.

La nutrition du Pin par les Champignons des Mycorhizes (Frank) XVII, 149.

Fève Soja (Kirschner) XIX, 33.

Fougères : Ophioglossacées (Atkinson) XVI, 130; *Botrychium* (Grevillius) XIX, 32.

Gliocephalis hyalina (Symbiose nécessaire pour la culture du) (Matruchot) XXII, 41.

Hedysarum coronarium (Dégénérescence calcaire d'un organe en relation avec les tubercules à bactérioïdes) (Mottareale) XXI, 21.

Hépatiques : Les mycorhizes de quelques Hépatiques (Bohumil) XXII, 102.

Heterodera radicicola. Symbiose avec les plantes cultivées au Sahara (Vuillemin et E. Legrain) XVIII, 35.

Légumineuses : Observations sur quelques Rhizobium américains (Schneider) XV, 45.

Nouvelles recherches sur les tubercules des Légumineuses (Naudin) XX, 26.

Recherches histologiques (Paratore) XXIII, 14.

Influence de l'humidité (Gain) XVI, 83.

Les tubercules radicaux de la Fève Soja (Kirschner) XIX, 33.

Lolium temulentum (Guérin) XXIII, 2 ; (Nestler) XXIII, 5.

Orchidées. Listera cordata (Lendner) XX, 10.

Neottia Nidus-Avis (Symbiose nécessaire de la germination (Bernard) XXI, 120.

Ophris aranifera (Dangeard et Armand) XX, 13.

Orchidées (Les Mycorhizes des) (Wahrlich) XX, 1.

Truffe : Sur le parasitisme et les Mycorrhizes (Mattirolo) IX, 170.

Champignons digérés par les plantes (légumineuses, orchidées, aulnes) à mycorhizes endotrophiques (Frank) XIX, 104.

Le champignon du Képhir (Ferry) XIV, 161.

Tables de la « Revue Mycologique ».

Table des *espèces figurées* dans les dix-huit premières années de la *Revue* (Guillemot), parue en 1896 dans la XIXe année de la *Revue*, pages 181 à 208.

Table des espèces décrites (*non figurées*) dans les dix-neuf premières années de la *Revue* (Guillemot), parue en 1897 dans la XIXe année de la *Revue*. Numérotage à part, 1 à 55.

Table des espèces publiées dans les *Fungi praecipuè Gallici exsiccati :* une première table, comprenant les vingt-cinq premières centuries, a paru dans la Ve année de la *Revue*, pages 137 à 164 ; une deuxième table, comprenant les centuries XXVI à LXII (numéros 2501 à 6200), a paru dans la XVe année de la *Revue*. Numérotage à part, pages 1 à 30.

Table explicative des planches, année vingt-deuxième, numérotage à part, pages 1 à 16. (Numéros d'avril et de juillet 1900).

Technique.

Voir : **Micrographie.**

Quelques procédés pratiques de micrographie (Flot) XVII, 138.
De l'emploi du chloral pour monter les préparations microscopiques (Geoffroy) XV, 168.
Chambre humide pour l'étude des microorganismes (Hansen) III[II], 38.

Réactifs pour déceler :

Alcaloïdes (Errera) XII, 87.
Amylase (Gürss) XXI, 136.
Cellulose (chloroiodure de zinc) (Schellenberg) XXI, 123.
Chitine (Van Wisselingh) XXII, 96.
Chlorophylle (Molisch) XXI, 124.
Lignine (phloroglucine et acide chlorhydrique) (Schellenberg) XXI, 123.
Mannite (Mattirolo) XXIII, 15.
Mycéliums (Recherche des fibres mycéliennes dans le bois) (Cieslar) XX, 30.

Matières pour colorer les préparations :

Cils des bactéries (coloration à l'état vivant) (Straus) XVI, 17.
Mycéliums (recherche des fibres mycéliennes dans le bois) (Cieslar) XX, 30.
Noyaux cellulaires et grains du pollen : chloral-carmin (Meyer) XVI, 39.
Protoplasma (méthode de coloration du protoplasma par les pigments bactériens) (Matruchot) XXI, 88.
Spores, filaments sporifères (coloration par le bleu de méthylène chez le *Bacillus Gigas*) (Certes) XXIII, 61.

Matières pour éclaircir les préparations :

Acide lactique pour l'étude des champignons secs (Lagerheim) XI, 95.
Acide osmique : décoloration des tissus fixés par l'acide osmique (Carazzi) XVI, 186.

Tératologie.

Voir : **Déformations.**

Agaricus Cryptarum Letellier (Ferry) XV, 139.
Aleuria Proteana et sa variété *Sparassoïdes* (Boudier) XXIII, 65.
Amanita spissa (lamelles anastomosées) (Patouillard) IV, 37.
Bovista gigantea géante (Roumeguère) I, 7.
Clitocybe nebularis (anomalie morchelloïde) (Ferry et Dulac) XV, 61 ; (Heckel et Roum.) XII, 1.
Cortinarius scutulatus (anomalie morchelloïde) (Boudier) XIII, 87.
Ganoderma lucidum (Van Bambeke) XVIII, 174.

Hydnum repandum (anomalie hyméniale) (Godfrin) XVII, 182.
Hyménomycètes (Phillips) VI, 92 ; (Sarrazin) VIII, 98.
Lycoperdons à double déhiscence (Demoulin) IX, 110.
Morchella esculenta (dimensions monstrueuses) (Sarrazin) III[II], 15 ; XIII, 155.
Phallus impudicus (développement gémellaire) (Boudier) IX, 3.
Pleurotus glandulosus (Gillot) VI, 65.
Polyporus annosus (absence de tubes hyménifères) (N. Patouillard) IV, 210.
Polyporus applanatus (hyméniums fertiles superposés) (Heckel) X, 5.
Polyporus Cryptarum Fr. f. *paradoxa* (Fourcade) I, 64.
Polyporus obducens (Le Breton) X, 209.
Russula heterophylla (chapeaux superposés) (Roumeg.) IV, 16.
Simblum rubescens (stipes doubles avec hyménium unique) (Gérard) II, 93.
Thelephora palmata, f *paradoxa* (Roumeg.) I, 23, 64, 67.
Thelephora thermalis (Roumeg.) I, 68.
Champignons des galeries souterraines de Luchon (Roumeg. et Fourcade) IV, 163.
Tératologie observée aux environs de Toulouse (Roumeg.) IV, 137.
Tératologie cryptogamique (Heckel) IV, 139, 201 ; V, 2, 96 ; VII, 29.
Tératologie (Ludwig) V, 63.
Monstruosités (Phillips) X, 79 ; VI, 92.
Flore souterraine des environs d'Autun (Gillot) IV, 179, 230.

Terminologie.

Voir : **Etymologie, Enseignement, Noms vulgaires.**

Chromotaxia (Saccardo) XIII, 70.
Noms de couleurs (Ferry) XIII, 180.
Les noms de couleurs de Fries (Ferry) VII, 197.
Etymologie du nom allemand *Pilz* (Ferry) XIV, 97.
Un chapitre de grammaire à l'usage des botanistes (St. Lager et Ferry) XV, 103.
Les noms de champignons et la réforme du docteur Kuntze (Sacc. et Ferry) XVI, 53.
Æcidium ou *Œcidium* (Roumeg.) III[II], 19.
Note du professeur Saccardo pour les mycologues descripteurs XIII, 71.
Tableau-Etalon des couleurs (Prang) XXII, 74.
Quelques règles de nomenclature adoptées par le Congrès zoologique de Moscou (Ferry) XV, 96.

Thermotactisme.

Voir : **Physiologie.**

Traités de mycologie, Manuels, Guides.

Voir : **Distribution, Iconographie, Enseignement, Hyménomycètes, Gastéromycètes, Ascomycètes, Tubéracées, Myxomycètes, Laboulbéniacées.**

A. *Cryptogames* :

Botanique cryptogamique (Marchand) II, 209.
Botanique cryptogamique pharmaco-légale (Marchand) V, 101.
Les champignons dans leurs rapports avec la médecine, l'hygiène, l'agriculture et l'industrie (Gautier) VI, 188.
Les champignons dans leurs rapports avec l'économie domestique et la médecine (Bignon) II, 94.
Traité des cryptogames inférieurs, *Lehrbuch der niederen Kryptogamen* (Ludwig) XVII, 38.
Flore pour la détermination, facile de toutes les espèces de France (Costantin et Dufour) XIII, 145.
Atlas des champignons comestibles et vénéneux de la France, (Dufour) XIII, 147 ; XIV, 40.
Aide-mémoire de botanique cryptogamique (Girard) XIX, 86.
Vade-Mecum du mycologue pour les douze mois de l'année (Mortillet) XII, 97.
Les Champignons au point de vue biologique, économique et taxonomique (Acloque) XIV, 41.
Botanique forestière (Frank Schwartz) XIV, 83.
Traité des Champignons parasites des végétaux cultivés (Prillieux) XVIII, 14 ; XX, 78.
Traité élémentaire et pratique de mycologie (Moyen) XI, 153.
Les champignons supérieurs du Tarn (flore) (Roumeg.) XI, 155.
Les champignons supérieurs de Saône-et-Loire (Bigeard) XXI, 59.
Tableau synoptique des familles qui composent la classe des mycophytes et celle des phycophytes (Marchand) XVII, 122 ; Enumération méthodique des familles et des genres de la famille des mycophytes (Marchand) XVIII, 134.
Flore mycologique de la Belgique (Lambotte) X, 41 ; III[2], 37.
Catalogue raisonné des champignons des Vosges (Mougeot et Ferry) IX, 189.
Flore analytique et descriptive des cryptogames cellulaires des environs de Toulouse, avec tableaux dichotomiques pour la détermination facile des espèces (Pée-Laby) XXI, 94.
Rabenhorst's Kryptogamen-Flora (Pilze) (Winter) III[1], 14 ; IV, 132 ; V, 65 ; VI, 233 ; VII, 192 ; VIII, 47, 165, 232 ; X, 158 ; XI, 43 ; XIII, 205 ; XIV, 48, 188 ; XV, 29 ; XVI, 174 ; XVIII, 17.
Symbolae ad Mycologiam Fennicam (Karsten) VI, 127 ; VIII, 168.
Révision des Basidiomycètes de la Finlande (Karsten) XII, 39.
Quelques espèces nouvelles ou critiques (hyménomycètes et ascomycètes) de la Flore de France, avec figures (Quélet) IV, 63 ; VII, 51 ; VIII, 224 ; X, 47, 152 et 211 ; XII, 188 ; XX, 22.
Matériaux pour la flore mycologique de l'Asie centrale (Sorokine) XII, 3, 49 bis ; XI, 69, 136, 207.

B. *Phanérogames.*

Guide du botaniste au Hohneck et aux environs de Gérardmer (Brunotte et Lemasson) XV, 149.
Flore de France avec tableaux analytiques illustrés (Acloque) XVII, 42.
Traité de botanique forestière (Frank Schwartz) XIV, 83.

C. *Atlas, Planches*, voyez *Iconographie.*

Dictionnaire iconographique (Laplanche) XVII, 41.
Interprétation des planches de Micheli (Martelli) VI, 237.
Interprétation des planches de Bulliard (Quélet et Massee) XVII, 93 ; XVIII, 37, 86.

Truffes.

Voir : **Tubéracées.**

Tubéracées et Champignons hypogés.

Voir : **Ascomycètes, Symbiose.**

Arcangeliella Borgiana (Cavara) XXII, 154.
Chamonyxia (Rolland) XXI, 118.
Champignons hypogés de la Californie (Harkness) XXII, 82.
Terfaz de la Tunisie (Patouillard) XVIII, 130.
Terfaz (Ferry, d'après Chatin) XV, 1.
Tuber : les Tubers non comestibles du département de Vaucluse et les arbres truffiers (Bonnet) IV, 73.
Tuber aestivum à Senlis (Sarrazin) X, 18.
Tubéracées : *Tuber excavatum* d'abord gymnocarpe, hyphes vasculaires (Bucholz) XX, 74.
Tubéracées de la Silésie (Schroeter) XVIII, 84.
Truffes : génération et culture (Bonnet) VI, 139 et 201 ; VII, 9.
Truffes : parasitisme (Bonnet) IX, 183 ; X, 69 ; XI, 124.
Truffe nouvelle du Caucase (Chatin) XVIII, 128.
Truffes de la Tunisie (Chatin) XVIII, 129.
Truffes du département des Landes (Dubalen) XVIII, 127.
Truffe : germination et fécondation (de Grammont) XX, 114, 115.

Urédinées.

Voir : **Champignons parasites, Champignons comestibles, Relations génétiques, Reproduction.**

Urédinées (de Toni) XI, 54.
Monographie des Urédinées (Plowright) XI, 109.
Les Urédinées (Calkoen) V, 105.
Les Urédinées Suisses (Fischer) XXII, 1.
Les Urédinées du Danemark (Rostrup) XII, 96.
Urédinées de l'Auvergne (Hariot) XIII, 117.
Quelques Urédinées du Museum de Paris (Hariot) XIV, 47.

Recherches histologiques sur les Urédinées (Dangeard et Sappin-Trouffy) XVI, 181 ; XIX, 107.
Action de l'humidité sur les pédicelles des téleutospores (Dietel) XVIII, 83.
Structure du pédicelle des téleutospores (Vuillemin) XVIII, 132.
Puccinie parasite révélant l'influence prépondérante de l'un des auteurs dans une hybride (Ericksson) XVIII, 175.
Vie latente et plasmatique de certaines Urédinées (Ericksson) XIX, 157.
La Puccinie (Bagnis) I, 188.
Générations alternantes (Cornu) III', 8.
Hétéroécie (Plowright) V, 65 ; X, 31 ; XV, 30, 128, 154.
Urédinées à générations alternantes (Rostrup) VI, 209.
Essais de culture d'Urédinées hétéroïques (Klebahn) XV, 126 ; XVI, 157
Recherches sur les Urédinées (Plowright) XV, 30, 128, 154.
Dérogation à l'alternance chez les espèces alternantes (Dietel) XVI, 82.
Abondance du *Puccina Graminis* dans l'Aunois où l'Epine-Vinette fait défaut (Fautrey) XV, 128.
Influence de l'altitude sur la génération alternante (Magnus) XVI, 137.
Puccinia hétéroïque formant ses écidies sur une plante dicotylédone (Juel) XVIII, 138.
Ecidies se reproduisant directement sans alternance (Dietel) XX, 34.
Sur les espèces de rouilles spécialisées (Ericksson) XVII, 129.
Espèces sœurs (*Coleosporium*) développant leurs écidies sur le Pin (*Peridermium Pini*) (Fischer) XIX, 119.
Les Urédinées comestibles (Lagerheim) XIII, 101.
La Rouille de l'avoine (Kellerman et Swingle) XII, 88.
Les Rouilles des Céréales (Hitchcock) XVII, 91.
Les Rouilles des Pins (Vuillemin) XVII, 128.
Les Rouilles des céréales (Hitchcock) XVIII, 29.
Moyens contre les Rouilles (Saccardo) XX, 48.
Index des hôtes des Urédinées (Dietel) X, 218.
Æcidium Bellidis (Plowright) VI, 128.
Æcidiums des Orchidées, III'', 32.
Æcidium du *Juniperus Virginianus* (Farlow) X, 32.
Æcidium esculentum (Barclay) XVI, 121.
Æcidium Galii (Juel) XIX, 101.
Æcidium elatinum, le chaudron du sapin (Mer) XIX, 12.
Æcidium Rumicis (Plowright) VI, 128.
Æcidium Sommerfeltii (Juel) XIX, 33.
Æcidium Nymphoïdis (Bubak) XXI, 18.
Cæoma interstitiale (Transchel) XVI, 81.
Cæoma nitens (Gallouvay) XIII, 92.
Chaconia (genre) (Juel) XX, 143.
Chrysomyxa et *Gymnosporangium* des Etats-Unis (Farlow) VII, 124.
Chrysomyxa Abietis dans les Alpes et *Chrysomyxa Rhododendri* (Thomas) XVI, 181.
Cintractia (genre) (Trelease) VIII, 57.
Coleopuccinia (nouveau genre) (Patouillard) XI, 35.
Coleosporium : Etude du genre (Fischer) XIX, 119.

Coleosporium Cacaliae (Magnin) III[a], 5.

Darluca Filum, rouille des Œillets (un pyrénomycète parasite de la rouille de Œillets) (Blodgett) XXIII, 53.

Doassansia (révision du genre) (de Toni) XI, 49.

Gymnosporangia (Farlow) IX, 55.

Gymnosporangia du Cèdre, du Genévrier (Farlow) III[a], 71.

Gymnosporangiums du *Juniperus Sabina* : le *G. fuscum* qui forme ses écidies sur le *Pirus communis* et le *G. confusum* sur *Cydonia vulgaris*, etc. (Fischer) XVII, 89.

Gymnosporangiums du *Juniperus communis* : le *G. clavariaeforme* qui forme ses écidies (*Roestelia lacerata*) sur *Crataegus* et le *G. tremelloïdes* qui forme ses écidies XVII, 90.

Gymnosporangia et *Chrysomyxae* des Etats-Unis (Farlow) VII, 124 ; Recherches sur les relations génétiques des *Gymnosporangia* des Etats-Unis (Farlow) IX, 55.

Gymnosporangia : cultures (Thaxter) XII, 88.

Hemileia vastatrix parasite des feuilles du Caféier (Albay) II, 161.

Leptinia (genre) et *Chaconia* (genre) (Juel) XX, 143.

Mélampsorées du Japon (Hiratsuka) XX, 157 ; XXI, 37 ; XXIII, 11.

Melampsora : affinité de ce genre avec le genre *Puccinia* démontrée par la tératogénie (Vuillemin) XVII, 38.

Puccinia : l'affinité des genres *Puccinia* et *Melampsora* démontrée par la tératogénie (Vuillemin) XVII, 38.

Puccinia Acetosae (Magnus) XIX, 35.

Puccinia Agropyri (Dietel) XV, 167.

Puccinia Bistortae et *Æcidium Conopodii* (Soppitt) XVI, 35.

Puccinia Gladiola et les Puccinées à paraphyses (Pirota) XIV, 50.

Puccinia Graminis sur *Mahonia aquifolia* : *Aecidium Rumicis* (Plowright) VI, 128.

Puccinia Graminis : la Rouille noire des Céréales, les espèces qui la composent, leur dispersion et leur origine (Eriksson) XX, 25.

Puccinia interstitialis (*P. Peckiana* Howe) et le *Caeoma interstitialis* (Transchel) XVI, 81.

Puccinia Malvacearum (Sturgis) XVIII, 139 ; sa distribution botanique (Ihne) II, 53.

Puccinia Peckiana en Savoie (de Jaczewski) XVI, 182.

Puccinae des Pins (Vuillemin) XVII, 128.

Puccinia Scirpi et *Æcidium Nymphoides* (Bubak) XXI, 18.

Puccinia Senecionis : polymorphisme des téleutospores (Alpine) XX, 30.

Puccinia Thlaspidis (Vuillemin) VIII, 61.

Pucciniae des *Thesium* (Vuillemin) XVII, 127.

Roestelia cancellata : découverte par Deslongchamps en 1837 de sa relation avec le *Gymnosporangium* de la Sabine (Husnot) XXII, 39.

Roestelia penicillata sur *Sorbus aucuparia* et sur *Pirus Malus* (von Tubœuf) XVII, 90.

Synchytria des Etats-Unis (Farlow) VIII, 113.

Uredo Polypodii (Dietel) XVI, 137 ; XXII, 109.

Uredo Polypodii : variabilité des spores.
Uredo viticola (Daille) III[11], 30.
Urocystis Kmetiana : espèce localisée dans le fruit du *Viola tricolor* (Magnus) XVII, 91.
Uromyces Rumicis et *U. Acetosae* : différence dans la forme des spores (Magnus) XIX, 35.
Uromyces des Légumineuses (Hariot) XIV, 11.

Ustilaginées.

Voir : **Champignons parasites, Hypostomacées.**

Céréales. Contre les charbons des Céréales (Swingle) XXI, 81.
Fungicides contre la carie du blé (Kellerman) XIV, 121 ; (Arthur) XII, 90.
Influence de la lumière sur les spores du Charbon (Laurent) XVI, 42.
Recherches sur l'*Ustilago Carbo* (Rostrup) XV, 155.
Ustilago Tritici, f. *foliicola* (Hennings) XVII, 90.
Tilletia Corona Schrib., *T. horrida* Takakoski (Anderson) XXII, 36, 62.
Mode d'emploi du sulfate de cuivre contre l'*Ustilago Carbo* du Blé (Evans) XX, 135.
Betterave : *Œdomyces leproides* (Trabut) XVIII, 10.
Crucifères (*Turritis glabra*). Un nouvel *Ustilago* souterrain (Rostrup) III[11], 132.
Cynodon : Les Ustilaginées du *Cynodon Dactylon*, leur distribution géographique (Magnus) XXII, 66.
Eucalyptus : Tumeur ligneuse (Vuillemin) XX, 111.
Luzule : *Ustilago Vuijchii* (Oudemans) XXI, 18.
Mays : Développement et structure des sporidies-levures de l'*Ustilago Maydis* (Maire) XXI, 85.
Myrtacées : Les broussins des Myrtacées (Vuillemin) XX, 111.
Riz (Brefeld) XVIII, 137 et *Setaria Crus-Arduae* XVIII, 137.
Sphagnum : Sur le charbon des Sphagnum (Nowaschin) XVII, 132.
Ustilaginées (de Toni) XI, 54.
Monographie des Ustilaginées (Plowright) XI, 109.
Esquisse monographique des Ustilaginées (Fischer) I, 30.
Contribution à la connaissance des Ustilaginées (Woronin) IV, 189.
Plantes nourricières, I, 30.
Développement des Ustilaginées (Brefeld) XIV, 93.
Développement saprophytique et structure des sporidies-levures (Maire) XXI, 85.
Germination des spores d'*Urocystis* (Prillieux) III[11], 9.
Nouveau mode de formation des sporidies (Carleton) XVIII, 12.
Influence de la lumière sur la germination des spores (Laurent) XVI, 42.
Reproduction sexuelle des Ustilaginées (Dangeard) XVII, 1.
Ustilaginées d'Egypte (Fischer) I, 89.
Ustilaginées des Etats-Unis (Farlow) V, 269.
Ustilaginées (Calkoen) V, 105.

Ver à soie.

Voir : **Champignons entomophytes, Champignons pathogènes (pébrine), Lichens.**

Refroidissement artificiel des œufs de ver à soie pour les garantir de maladies, XVI, 44.

Vipères.

Les morsures de vipères chez les animaux (Guérin) XIX, 162.
La tyrosine du *Russula nigricans*, vaccin préventif contre le venin de la vipère (Phisalix) XX, 130.

PUBLICATIONS BOTANIQUES

De M. C. ROUMEGUÈRE

(CHEZ L'AUTEUR, RUE RIQUET, 37, A TOULOUSE)

REVUE MYCOLOGIQUE, années 1879-1901, 23 vol. in-8°, avec planches. 345 fr.

CRYPTOGAMIE ILLUSTRÉE, CHAMPIGNONS D'EUROPE, 1 vol. grand in-4°. avec 1,700 figures analytiques (ouvrage qui a obtenu une mention honorable de l'Institut), 2e tirage, accompagné d'un INDEX SYNONYMIQUE..... 30 fr.

GLOSSAIRE MYCOLOGIQUE, étymologie et concordance des noms vulgaires ou patois avec les noms français ou latins des principaux champignons alimentaires et vénéneux du midi de la France..... 3 fr. 50

FUNGI GALLICI SELECTI EXSICCATI. Centuries I-LXXIV 1879-1898. Recueil des champignons en nature, soigneusement préparés avec étiquettes synonymiques étendues, formant, pour chaque centurie, un volume in-4°. Le prix de chaque centurie..... 17 fr.

INDEX ALPHABÉTIQUE de cette collection, in-8° 1883 et 1895. 8 fr.

LICHENES SELECTI GALLICI EXSICCATI. Centuries I-V.

ALGUES DES EAUX DOUCES ET SUBMARINES DE FRANCE. Centuries I-XIV.

• LICHENS UTILISÉS DANS L'ÉCONOMIE DOMESTIQUE, LA MÉDECINE ET LES ARTS INDUSTRIELS. Notice publiée par la Société nationale d'agriculture avec 28 spécimens en nature ; 1 volume in-8°..... 10 fr.

STATISTIQUE BOTANIQUE DU DÉPARTEMENT DE LA HAUTE-GARONNE ET DE LA RÉGION MÉRIDIONALE. 1 volume in-8° avec figures..... 3 fr.

NOUVEAUX DOCUMENTS SUR L'HISTOIRE DES PLANTES CRYPTOGAMES ET PHANÉROGAMES DES PYRÉNÉES (Introduction par M. Naudin, de l'Institut), 1 vol. in-8°..... 7 fr.

FLORE MYCOLOGIQUE DE TARN-ET-GARONNE (Agaricinées), grand in-8°, avec de nombreuses figures..... 15 fr.

Sorokine. — *Nouveaux matériaux pour la flore cryptogamique de l'Asie centrale*, 1 vol. grand in-8° avec 35 planches et 416 figures..... **15** fr.

L. Quélet. — *Interprétation des planches de Bulliard.* **3** f. **50**

TROISIÈME TABLE ALPHABÉTIQUE

Des Genres, Espèces, Formes et Variétés

DES

Fungi exsiccati præcipuè Gallici

PUBLIÉS PAR

C. ROUMEGUÈRE

Editeur de la Revue Mycologique

RUE RIQUET, 37, TOULOUSE

Centuries LXIII à LXXIV (Nos 6201 à 7101) Années 1893-1898 (1)

ACETABULA
Calyx 7101

ACROSPERMUM
Graminum
f. Festucæ 7001

ÆCIDIUM
Aquilegiae 7301
Compositarum 6601
Crepidis 6801
Epilobii 7002
Euphorbiæ 6901
Rhamni 6401

ÆGERITA
candida 7302

AGLAOSPORA
profusa 6602

ALTERNARIA
Brassicæ
var. macrospora 6301
tenuis 6701-6902

AMPHISPHAERIA
abiegna 6603
culmicola 6702
fallax 7303
Posidoniæ 6802
umbrina 7003
f. Hederæ 6501

AMYLOTROGUS
licheniformis 7304
ramulosus 7304

ANIXIA
spadicea 7004

ANTHOSTOMA
turgidum 6502

ANTHOSTOMELLA
Conorum 6402
Lambotiana 6803
lugubris 6703

APOSPHAERIA
allantella 7201
Kansensis 7005
pulviscula
f. Salicis albae 6404
rugulosa 6503
stigmospora 6405
subtilis 6303

ASCOCHYTA
Ailanti 7305
Arundinis 6804
berberidina 6304
f. Spinarum 6305
carpogena 6306
Coluteæ 7306
Convolvuli 6805
graminella
f. Sudeticæ 6307
Leguminum 6504
Nymphææ 6202
Philadelphi 6704-7102
Pisi 6406
sarmenticia 6806-7006
Stellariæ 7007
Veratri 6605

ASCOPHANUS
Aurora 7103

ASCOSPORA
melæna 7307

ASTEROMA
maculare 6904
Populorum 7202

AURICULARIA
mesenterica 7203

BACILLUS
megatherium 6505
violascens 6606

BERLIA
moriformis 6506

BOLETUS
piperatus 6705

BOTRYODIPLODIA
confluens 6607

BOTRYOSPHÆRIA
Berangeriana 6507

BOTRYTIS
cinerea 6807
epigæa 6608
olivaceo-lutea 6407

BOVISTA
nigrescens 7104

BRACHYSPORIUM
obovatum 6706

(1) La première table (Centuries I à XXV, nos 1 à 2,500) a été publiée dans la *Revue mycologique*, 5e année (1883), p. 137 à 164. La deuxième table (Centuries XXVI à LXII, nos 2501 à 6200, années 1884-1892), a été publiée dans la *Revue mycologique*, 15e année (1893) en pagination séparée (1-30).

BREFELDIA
maxima 6707
BREMIA
Lactucæ 6708
CALATHINUS
striatulus 6905
CALOCERA
cornea 6709
CALOSPORA
platanoides 6609
CAMAROSPORIUM
Compositarum 7105
Coronillæ 7308
incrustans 6408
Laburni 6508
CANTHARELLUS
cinereus 7204
CAPNODIUM
Citri 6808
salicinum
f. Foliorum 7205
CENANGIUM
Abietis
f. Pini Sylvestris 7106
Cerasi 7107
f. Avium 6511
Prunastri 6308
CERATELLA
Ferryi 6203
CERATIUM
hypnoides 6809
CERATOSTOMA
Phœnicis 6512
CERCOSPORA
Apii 6906
cerasella 6907
circumscisa 7309
dubia 6204
Malvacearum 7108
Mercurialis 6205
microspora 6509
Primulæ 6206
CERCOSPORELLA
tamicola 7207
CERIOPORUS
squamosus 6610
CERIOSPORA
xantha 6510
CHÆTOMIUM
comatum 6309
Fieberi 6409
CHALARA
cylindrica 7109
longipes 6710
CHILONECTRIA
Cucurbitula 7110
CHONDRIODERMA
difforme 6711
f. Sorghi 6410
Michelii 6310
CICINNOBOLUS
Cesatii 6908
f. Bidentis 6207
f. Phyllactiniæ 7208
Uncinulæ 6208
CLADOCHYTRIUM
pulposum 7111
CLADOSPORIUM
caricicolum 6311
epiphyllum 6612
f. Platani 6312
fasciculatum 6810
Graminum 6713-6611
macrocarpum
f. Brassicæ 6513
f. Lunariæ 6612
Scribnerianum 6313
CLASTEROSPORIUM
Amygdalearum 7112
tenuissimum 6209
CLAVARIA
aurea 6714
muscoides 7310
rugosa 6811
similis 7311
CLITHRIS
quercina 6614
COCCOMYCES
dentatus 6909-6910
CŒLOSPHÆRIA
exilis 6615
COLLETOTRICHUM
linicola 7008
COLLYBIA
cirrhata 6715
fusipes 6716
Hariolorum 6717
tuberosa 7312
CONIOSPORIUM
Arundinis, *f. congesta* 7714
CONIOTHYRIUM
betulinum 6812
concentricum 6813
Conorum 6718
effusum 7313
eurotioides 6719
Fukelii
f. Hellebori 6315
Questieri 7314
Sarothamni 6814
COREMIUM
glaucum
f. Glandis 6412
CORIOLUS
versicolor
v. flavescens 6516
CORTICIUM
calceum 7011
cinereum 6911-6413
f. Aceris 6613
comedens 6815
corticale 6210
fraxineum 6517
hydnoideum 6211
polygonium
f. Tremulæ 7115
sebaceum 6414
serum 6720-6721
sulfureum 6722
violaceo-lividum 6518
CORYNE
sarcoides 6212
urnalis 7009
CORYNEUM
disciforme 7010
CRATERELLUS
pistillaris 6723
CREPIDOTUS
variabilis 6724
CRONARTIUM
asclepiadeum 7315
CRYPTOCORYNEUM
fasciculatum 6415
CRYPTODISCUS
pallidus 6519
CRYPTOSPHÆRIA
millepunctata 6416
CRYPTOSPHÆRINA
Fraxini 7316
CRYPTOSPORA
Betulæ 6213
CRYPTOSPORELLA
aurea 6816
populina 7110

CRYPTOSPORIUM
nigrum 6912

CUCURBITARIA
Abrothani 6725
Coluteæ 7317
Evonymi 7209
Spartii 7012

CUDONIELLA
aquatica, *v. cinerea* 7117

CYATHUS
Crucibulum 6214
vernicosus 6726

CYLINDRIUM
Brassicæ 6727
elongatum 6316

CYLINDROSPORIUM
niveum 6817

CYPHELLA
albo-violascens 7118

CYTOSPORA
Abrotani 6818
ambiens
f. Rubi 6317
atro-nitens 7013
cincta 6318
cœnobitica 7014
leucosperma 6617
leucostoma 6618
macularis 7015
microspora 6819
nivea 6320
ocellata 6520
Vitis 6215

CYTOSPORELLA
Populi 7319

DACRYMYCES
stillatus 6216

DACTYLARIA
parasitans 6619

DÆDALEA
unicolor 6728-6820

DALTINIA
concentrica 7210

DARLUCA
ammophila 6521
Filum 6217

DASYSCYPHA
bicolor 7119
ciliaris 6913
cerina 7211
virginea 7120

DEMATIUM
hispidum 6321
f. Airæ 7320

DENDRODOCHIUM
rubellum 7321
sarcoides 7212
subtile 6821

DENDROPHOMA
crassicaulis 6914
pleurospora 7213
f. vitigena 6522
Pulvis-pyrius 6729
f. Betulæ 6218
pruinosa 6322

DERMATEA
Ariæ 6620
Cerasi
f. Cerasi-Mahaleb 7322
f. Avium 6323
Padi 6915

DERMATELLA
eucrita 6916
Frangulæ 7214
quercina 7020

DETONIA
lejocarpa 6822

DIAPORTHE
Briardiana 6823
conjuncta
f. Coryli 6621
Dulcamaræ 7016
Euphorbiæ 6324
fibrosa
f. Rhamni 6523
hypospilina 6325
inæqualis
f. Genistae 7216
pulchella 7017
pulla 6824
Putator 7215
pyrrhocystis 6326
revellens 7323
rostellata 7217
salicella 6327
f. Capreæ 6219
Spinæ 7019
striæformis 6417
syngenesia 6220-6524
6825-6917
Taleola 7018
velata 6328

DIATRYPELLA
minuta 6826
quercina 6418-6525
verruciformis 6918

DICHOMERA
Sambinetti 7021
Tiliæ 7419

DIDYMELLA
analepta 7022-7121
applanata 7023
Barburi 7024
Fagopyri 6526
Picconii 6527
pilifera 6622
proximella 7122
tiliaginea 7218
uberiformis 7324
vexata 6329

DIDYMIUM
farinaceum
f. Muscorum 6528

DIDYMOSPHÆRIA
Clematidis 6221
conoidea 6330
diplospora, *f. Rubi* 6420
Epidermidis
f. Opuli 6222
f. Conorum 6421
Vitis 6919

DIPLODIA
Anthirrhinii
f. Fructuum 6339
Aucubae
f. Foliorum 6332
f. Ramorum 6333
Bidentis 6340
Corni 6422
ditior, *f. Platani* 6334
Frangulæ 6730
Herbarum
f. Ambrosiæ 6335
f. Epilobii 7219
f. Rumicis 6223
Humuli 6623
Juniperi
f. Ramorum 6336
Lantanæ 6423
Laureolæ 6920
microsporella 6624
f. Carpini 7325
perpusilla 6424
Pruni 7220
Quercûs 7025
Rhois 7921
Ribis, *f. Alpina* 6337
Rubi 6224-6338
salicina 6922
thyoidea 6529

DIPLODIELLA
Viminis 6625

DIPLODINA
Epidermis 6530
Helianthi 6731

DISCELLA
Ariæ 6531
carbonacea 7123
Centaureæ 6532
Rosæ 7221

DISCOSIA
aquatica 6225
ignobilis 7026

DITOPELLA
vigeana 6225

DOTHICHIZA
similis 6923

DOTHIDEA
puccinoides
f. major 6341

DOTHIORELLA
fraxinea 6533
Platani 6342

ELLISIELLA
Ari 7027

ENCŒLIA
fascicularis 6827

ENTORRHIZA
Solani 6924

ENTYLOMA
Ranunculi 7028
Sabinæ 6626
serotinum
f. Borraginis 6226

EPICHLOE
typhina 7029

EPOCHNIUM
moniliforme
f. Cydoniæ 6227

ERINEUM
platanoideum 7000

ERIOSPHÆRIA
vermicularioides 6732

ERYSIPHE
communis
f. Calthae 6535-7223
f. Lupini 6536
Euphorbiæ 6733
lamprocarpa 6925
Montagnei 6926

EUTYPA
Acharii, *f. Populi* 6425
lata, *f. Aceris* 6426
f. Assis-Populi 6426bis
lævata 7326
subtecta 7327

EUTYPELLA
Prunastri 6343
f. Cerasi 7328

EXIDIA
glandulosa 6344
recisa 6628

EXOASCUS
Alni-incanæ 7329
deformans
f. Cerasi 7125
f. Padi 7126
f. Pruni domesticæ 7127
marginatus 6228

EXOBASIDIUM
Vaccinii 7030

FABRÆA
Rousseauniana 7031

FOMES
applanatus
f. Populi 6229
australis 7032
dryadeus 6536
igniarius 7388
nigricans 7389
pectinatus 7390
salicinus
f. expansus 6230
f. resupinatus 7330

FUMAGO
vagans
f. Vitreorum 6345

FUSARIUM
affine 6927
asclepiadeum 6929
Cerasi 6119
Clematidis 6537
deformans
f. spectabilis 6538
dimerum 6734
Herbarum
f. Saponariæ 6346
nucicolum 6735
oxysporum 6347
parasiticum 7224
roseum 6348-6427
sambucinum 6349
sarcochroum 7033
Scirpi 6540
Solani 6828
f. variabilis 7128

FUSICLADIUM
depressum 7225-7331
fasciculatum 6829
pirinum 6930

FUSICOCCUM
abietinum 6736
castaneum
f. microsporum 6231
fibrosum 7226
quercinum 6830-7332

FUSIDIUM
Peronosporæ 6931

GEOTRICHUM
bipunctatum 6629

GLŒOSPORIUM
allantosporum
f. Fructuum 6232
f. Phaseoli 6233
f. Tami 6234
f. Vincetoxici 6235
Ellisii 6831
Graminum 7338
orbiculare 6350
Platani 6832
Spinaciæ 7338

GLONIELLA
byssiseda 6833
Pyrenacea 6834

GLONIOPSIS
larinia 6835

GNOMONIA
Fautreyi 6541
leptostyla 7335

GNOMONIELLA
Comari 7129
fimbriata 7334
leptostyla 7335
melanostyla 7336

GONATOBOTRYS
simplex 6236

GONYTRICHUM
caesium 7337

GYMNOSPORANGIUM
clavariiforme 7339

GYROMITRA
esculenta 6836

HELICOSPORIUM
spectabile 6737

HELICOTRICHUM
obscurum 6237

HELMINTHOSPHÆRIA
Clavariarum 6738

HELMINTHOSPORIUM
folliculatum

f. Ligni 6542
fugax 7034
Genistæ 7130
macrocarpum 6739
Psammæ 6630
rhopaloides 7131
Rousselianum 7132

HELOTIUM
conigenum 7340
Herbarum 7341
serotinum 7342

HENDERSONIA
culmifraga 7343
diversispora 6631
f. Gentianæ 6429
quercina
f. Viminis 6544
lignicola 6932
ligniseda 6933
Loniceræ 6430
salicina 6740
Sarmentorum 6351
saxifraga 6632
Sparganii 6633
sylvatica 6634

HERCOSPORA
Tiliæ 6545

HERPOTRICHIA
nigra 6546

HETEROPATELLA
hendersonioides 7227

HETEROSPHÆRIA
Patella 6934-6431
f. Pastinacæ 6239

HETEROSPORIUM
gracile 6837-7344

HEXAGONA
Favus 7345

HORMICIUM
stilbosporum
f. Corticis 6547

HYDNUN
aurantiacum 6635
auriscalpium 6935
floriforme 6240
graveolens 6241
squamosum 6741
stipatum 6742

HYMENOBOLUS
Agaves 6838

HYMENOCHÆTE
Boltoni
f. Aceris 6548
tabacina 6743-7346

HYMENULA
rosea 6636

HYPOCHNUS
ferruginea 7037

HYPOCOPRA
fimicola 6637

HYPOCREA
citrina
v. ochracea 6242

HYPOXYLON
argillaceum 6839
atropurpureum 7347
coccineum 7348
rubiginosum 7349
udum 6744

IRPEX
fusco-violacens 6638-40

ISARIOPSIS
albo-rosella 7133

KARSCHIA
lignyota 7350

KARSTENULA
rhodostoma 6352

KELLERMANNIA
Rumicis 7134

LABRELLA
Xylostei 6840

LACHNEA
scutellata 6641

LACHNELLA
barbata 6550
corticalis 7135
corticola 6745
Nidulus 7136
punctiformis 7351
sulphurea 7352

LAESTADIA
Scabiosa 6642

LASIOSPHÆRIA
Sphagni 6253

LECANIDION
anceps 6432
fusco-atrum 7353
xylo-graphoides 6433

LEMBRONIA
autographoides 6551

LENZITES
protracta 6841
tricolor 6842

LEPTOSPHÆRIA
acuta 6434
f. insignis 7137
agnita 7036-6936
f. Hieracii 7228
arundinacea 6844
Berberidis 6435
Bractearum
f. Fullonum 6354
caricicola 6243
Chelidonii 6845
clivensis 6846
conoidea
f. Asteris 6552
culmicola 6847
derasa
f. macrospora 6436
donacina 6848
eustoma 6849
Fuckelii
f. Scirpi 6244
iridicola 6850
iridigena 6850
Juniperi 6746
maculans 7037
Menthæ 6852
modesta 6747
f. Dauci 6553
f. Digitalis luteæ 6245
f. Lappæ 6438
Montis-Bardi 6937
multiseptata 6439
Parietariæ
f. Lamii 7138
parvula 7229
Phaseoli 6938
Picridis 6554
Sarothamni 6356
Typhæ 7230
vagabunda 6440
f. Salicis caprœæ 6853
Vitalbæ 6555

LEPTOSTROMA
Herbarum
f. Digitalis-Luteæ 6246

LEPTOSTROMELLA
hysterioides 7038
juncina 7139

LEPTOTHYRIUM
acerinum 6556
Castaneæ 6939
palustre 6748
Pini 7039
Pomi, *f. Cratægi* 6357
vulgare 6643-6940

LEUCOPORUS
brumalis 6644

LIBERTELLA
alba 6854
parva 6645
succinea 7354

LOPHIDIUM
compressum 6557-6749

LOPHIOSPHÆRIA
subcorticalis 7040

LOPHIOSTOMA
Arundinis 6558
Balsamineæ rum 7041
Scrophulariæ 7042

LOPHIOTREMA
rubidum 7231
Scrophulariæ 7140
semiliberum 6646
vagabundum 7142

LOPHODERMIUM
culmigenum 7043
f. Ferrucæ 7143
hysterioidis 7044
Pinastri 6941

LYCOGALA
epidendron 6750

LYCOPERDON
gemmatum 6751

MACROPHOMA
cylindrospora
f. Populi 7232
f. Vincæ 7233
rhabdosporoides 7234
Solani 7237

MACROSPORIUM
Brassicæ 6442
f. Solani 6559
Cæspitulorum
f. minor 7236
Chartarum 6560
Cheiranthi 7235-7145
concinnum 6443
Daturæ 6561
heteroschemum 6647-6942
f. pantophæum 6562
f. Daturæ 6358
Phaseoli 6247
Solani 6855
truncatum 6752

MARASMIUS
androsaceus 6943
cauticinalis 6648
peronatus 7238

MARSONIA
Helosciadii 7239
Juglandis 6753-7355
Populi 6754

MASSARIA
Flageoletiana 6359
gigaspora 6248
Ulmi 7045

MASSARIELLA
Carreyi 7046

MELAMPSORA
epithea 6755-7358
farinosa 6945
Helioscopiæ 6756-6946
f. striata 6649
Hypericorum 7047
Lini 6856
mixta 7360-7361

MELANCONIUM
juglandinum 6563
stromaticum 6445

MELANOMMA
disjectum 6650
porothelia 7356
Pulvis-pyrius 6360
vile 7357

MELANOPSAMMA
pomiformis
f. fagicola 6448

MELASMIA
hypophylla 6757

MELOGRAMMA
vagans 6446
f. Coryli 6651

MELOMASTIA
Friesii 6249
f. Liburni 6447

MENISPORA
Libertiana 6947

MERULIUS
Corium
f. carpinea 7148
papyrinus 7147
rufus 7362
tremellosus 7240-7363

METASPHÆRIA
Callunæ 6948
corticola 7048
Iridis 6857
Lathyri 6449
f. Ornithogali 7146
papulosa
f. xylogena 7241
subsimilis 6652

MICROCOCCUS
aurantiacus 6361
dendroporthos 7242

MICROPELTIS
Flageoletii 6362

MICROSPHÆRIA
Grossulariæ
f. Alpini 6564

MICROSTOMA
album 7364

MICROTHYRIUM
litigiosum 7149
microscopicum 6363-6759

MERULIUS
lacrymans 6758

MOLLISIA
cinerea
f. leptospora 6858
cinerella 7049
melaleuca
f. plumbea 6565

MONILIA
dispersa 7365
fructigena
f. Cydoniæ 6566

MUCOR
caninus 7050

MYROTHECIUM
inundatum 6567

MYTILIDON
decipiens 7051

MYXOSPORIUM
Lanceola 7052
Pholus 6653
populinum 7053
Rosæ 6451 6452
Viburni 6250

MYXOTRICHUM
deflexum 7366

NÆMOSPORA
microspora 6859

NÆVIA
scriata
f. spectabilis 6654

NAUCORIA
pediades 6251

NECTRIA
cinnabarina 6949

coccinea 7367
ditissima 6655-6656
miltina 6860
Peziza 7054
punicea 7150
sinopica 7055

NECTRIELLA
Rousseliana 6252

NEMACYCLUS
Pinastri 6453

ODONTOTREMA
minus 6569

OIDIUM
erysiphoides
f. Echii 6455
f. Lithospermi 6454
f. Polygoni 6568
f. Tragoponis 6657

OLIGONEMA
Broomei 7368

OOSPORA
Lactis 6364

OPHIOBOLUS
acuminatus
f. Centauræ-Scabiosæ 6253
brachystomus 6254
f. Cirsii-palustris 6861
Cesatianus 6365
Eburensis 7243
Galii-veri 6255
f. Molluginis 6366
porphyrogonus 6862-6950
ulnosporus 6367
Urticæ 7056

ORBILIA
coccinella 7369
rubella 6256-7244
xanthostigma 6257-6658

OSTROPA
cinerea 6570
f. Corni 7151

OVULARIA
abscondita 7245
asperifolia 6457
conspicua 6863
decipiens 7057

PACHYBASIUM
Tilleti 6368

PENIOPHORA
cinerea
f. Tiliæ 6571

PERONOSPORA
Alsinearum 7152
arborescens 6659
candida 5760
Dipsaci 7153
effusa 6369
grisea 7154
Holostei 7058
Lamii 7155
parasitica 7059
f. Alliariæ 7156

PERICHÆNA
corticolis 7370
gregata 6660
f. Quercûs 6661

PESTALOZZIA
Epilobii 6458
hendersonioides 6370
Rolandi 6761
truncata 6864
veneta 7246

PEZIZA
cochleata 6371
Constellatio 6258

PEZIZELLA
albella 6951
Filicum 7247

PHOCIDIUM
Ilicis 6952
mollisioides 7157

PHIALEA
appendiculata
f. Asteris 6572
cyathoidea
f. dolosella 6259
f. graminicola 7158
fructigena 7371

PHLEOSPORA
Aceris 7060
Ulmi 6762

PHLYCTENA
maculans 6954
Plantaginis 6955

PHOLIOTA
squamosa 7252

PHOMA
Abietis 7373
albicans 6956
Ammophilæ 6573
atriplicina 6459
Aucubae 6865
caulographa 6763
Cesatiana 6372
cicinnoides 6373-6574
complanata
f. Heraclei 6663
crebra 6764
Daturae 6374
decorticans 6575
Epidermidis 6375
Equiseti 6867
Euphosbiæ 6260
errabunda
f. Thapsi 6460
fœniculina 6461
Galbulorum 7159
Herbarum
f. Laptanæ 6261
f. Nicotianæ 7160
inæqualis 7063
lirellata 6376
Maydis 6663
f. typica 6377
minima 7161
multipunctata 6576
f. Galeobdonis 6462
nebulosa 7374
occulta 6463
Phlogis 6866
Platanista 6664
Poterii 6665
Pseudo-Acaciæ
f. Aceris 6666
pulla 7162
sylvatica 7064
sphæronomoides 6957
Tropæoli 6668
Typharum 6577
venenosa 6578
vix conspicua 6378

PHOMATOSPORA
Libanotidis 7375

PHRAGMIDIUM
Fragariastri 6958
fusiforme 7254
Potentillæ 7253
Rubi 6765

PHYLLACHORA
Asprellæ 7376
Graminis 6959
f. Tritici-Canini 7377

PHYLLACTINIA
suffulta 6262-6766
f. Fraxini 6579

PHYLLOSTICTA
Betæ 6580
chlorosticta 7379
Carpini 7378
circumscisa 7163
dahliicola 7380
Dipsaci 6263

Ellisiana 6581
Impatientis 7381
osteospora 6767
Rhea 6669
Staphylæ 6961
Syriaca 6960
Syringæe 6858
syringicola 6464
tenerrima 7382
Urticæ 6670
Vincæ 7383

PHYSALOSPORA
Festucæ 7164-7384
rosicola 6465

PHYSARUM
cinereum 6582

PIAGOTIA
astroidea 6962

PIONNOTES
Betæ 6379
rhizophila 7255

PISTILLINA
hyalina 7165
micans 7065
rubra 6264

PITYA
Cupressi 7385

PLACODES
annosus 7248
fulvus 6963

PLACOSPHÆRIA
rimosa 7166

PLASMODIOPHORA
Alni 6671
Brassicæ 6265-7249
Vitis 6672

PLASMOPORA
densa 7066

PLEOMASSARIA
siparia 6380

PLEOSPHÆRIA
Patagonica 6583

PLEOSPORA
Agave 6869
Briardiana 7250
Clematidis 6466
donacina 7067
Eustegia 7386
Herbarum
infectoria 7387
f. Festucæ 6467
papillata 6673
Maireana 7167
scirpicola 7068
Typhæ 6381
typhicola 6468
vagans 6964
vulgaris
f. Hyoscyami 6382
f. Polygonati 6469

PLEUROTUS
conchatus 6383
mitis 6768
nidulans 6769

POLYPORUS
adustus 7069
cæsius 6770
grammocephalus 6267
igniarius
f. genuina 6268
hispidus 6674
ovinus 6771
picipes 6772
Schweinitzii 6773
stipticus 6774

PORIA
contigua 6675
undata 6470

POLYSTICTUS
zonatus 7391

POLYSTIGMA
rubra 6965

POLYTRINCIUM
Trifolii 6870

PROPOLIS
faginea 6269-6775

PSEUDOCOMMIS
Vitis 7168

PSEUDOHELOTIUM
hyalinum 7169
Pineti 7170

PSEUDOPEZIZA
Medicaginis 6776

PSEUDOSTICTIS
Filicis 6584

PSILOSPORA
Quercûs 7392

PTYCHOGASTER
albus 6585

PUCCINIA
Alliorum 6966
annularis 6968-6969
Arenariæ 7171
Asparagi 6967-7070
Asphodeli 7393
Buxi 7394
Centaureæ 6586
coronata 6970
f. Avenæ sativæ 7256
coronifera 6677-6678
fusca 7257
Galii 7395
Graminis 6871-6971
Hieracii 6270-7259
Menthæ 6777-6962
oblongata 7172
Phalaridis 7396
Phragmitis 7258
Pimpinellæ 6271
Poarum 6679
Polygoni 6272-6973-6974
Porri 7397
Prenanthis 6273
Prunorum 7398
Rumicis-scutati 6975
Tragoponis 6472

PYRENOCHÆTA
Resedæ 6587-6680

PYRENOPEZIZA
atrata 6681
f. Ebuli 7260
f. Tami 7173
Ebuli 6275-6872
Galii-veri 6873

PYRENOPHORA
pellita 6473
phæocomoides
f. Cynoglossi 6384
relicina 6474

PYRONEMA
hirsutum 7071

RAMULARIA
æquivoqua 7072
beticola 7261
Coleosporii 7262
curvula 6778
cylindroides 7174
Heraclei 6976
lactea 6779-6874
menthicola 6977
Primulæ
f. Auriculæ 6682
Ranunculi 7175
Rollandi 7263
Scolymi 7073
Scrophulariæ 6780
tenuior 6588

RHABDOSPORA
dipsacea 7074
Galiorum

f. Galii - Molluginis 6276
Juglandis 6264
Lactucæ 6978
Norvegica 6875
pleosporioides 6475
ribicola 6476
Tabaci 6876
verbenicola
f. major 6477
Vitalbæ 7075
Xylostei 7076

RHIZOPOGON
luteolus 6781

ROSELLINIA
malacotricha 6478
sordaria
f. populea 6386

SACCHAROMYCES
roseus 6277

SCHIZOPHYLLUM
commune 7176

SCHIZOXYLON
immersum 7265

SCLERODERMIS
amphibola 7266

SCLEROTIUM
compactum 7267
durum 6387
elongatum 6278
Iridis 6683
Liliacearum
f. Pyrenaica 6479
punctum 6388
Semen 6480

SCOLECOTRICHUM
Clavariarum 7268

SEPTOCYLINDRIUM
virens 6782

SEPTONEMA
caulicolum 6589

SEPTORIA
Acetosæ 7270
Æsculi 6979
Anemones 7184
Aucubæ 6877
Bidentis 6783
Cannabis 6980
Capreæ 6981-6982
caricicola 6983
caricinella 6984
f. Caricis sylvat. 7177
Chrysanthemi 6389
Circææ 6279
Cirsii 6985
Colchici 6878
cornicola 6784
dianthicola 6879
Geranii 7178
Graminum
f. Alopecuri 7179
f. Bromi 6481
Hederæ 6880
Hyperici
f. hirsuti 6280
Lamii 6986
Lychnidis 6785
ornithogalea
f. Caulium 6482
Petroselini
f. Apii 6484
piricola 6987
Populi 6988
purpurascens 6786
quercea 6989
quercina 6881
Saponariæ 6787
sonchifolia 7180
Sparganii 6684
Stachydis
f. Alpinæ 6281
Stellariæ nemorosæ
f. stellariæ mediæ 6485
stipularis 6685
Urticæ 7181
Vince-toxici 6788
Xanthii 6990

SPHÆRELLA
aquilina 6991
ambigua 6882
Asperulæ 6686
Chelidonii 6883
Cruciatæ 6884
Hederæ 7077
Hermione 6687
intermixta 6886
Iridis 6887
isariphora 6390
Istrix 6885
Leguminis 6590
Mariæ *f. Caulium* 6592
Menthæ 6888
Morieri 6591
Morphææ 6889
nebulosa
f. Asteris 6282
f. Torilis 6486
Pascuorum 6992
petiolicola 6688
Ribis
f. Alpini 6283
Thais 6890
Vince-toxici 7785

SOLENIA
anomala 6789
f. Cerasi 7182

SPATHULARIA
clavata 7183

SPHÆRONEMA
Cucurbitæ 6593-6689
spurium 6391

SPHÆROPSIS
Ellisii 7186
subglobosa 6891
Visci 6487

SPHÆROTHECA
Castagnei 6993

SPHÆRULINA
vulpina 6994
f. riparia 7283

SPOROCYBE
byssoides
f. Ligni 6488

SPORORMIA
ambigua 6489
carpinea 6690
intermedia
f. Lignicola 6490
minima 6491
ulmicola 6892

SPOROSCHISMA
mirabile 7187

SPOROTRICHUM
Fossarum 6790
scotophilum 7284

STACHYBOTRYS
alternans 6691
atra 6492

STAGONOSPORA
Abietis 6594
Caricis
f. Sylvestris 6284
Luzulæ
f. Junci 6285-7285
Typhoidearum
f. Sparganii 6392

STAMNARIA
Equiseti 6893

STEGANOSPORIUM
irregulare 6894

STEGIA
Ilicis 6995

STEMPHYLIUM
macrosporoideum 6692-6996

STEREUM
cristulatum 6997
hirsutum 6286
lilacinum 6393
ochroleucum 6287
rugosum 6288

STICTIS
Convallariæ 6693
pallida 7186
radiata 7189

STIGMELLA
dryina 6791

STILBUM
vulgare 6493

TAPEZIA
fusca 7078
Rosæ 6494

TAPHRINA
aurea 6289-7399
cærulescens 6694-7400

TEICHOSPORA
obducens
f. Fraxini 6595
f. Laricis 7286
Pyrolæ 6998

THELEPHORA
spiculosa 6898

THYRIDARIA
incrustans 7190

THYRSIDIUM
hedericolum 6897

TORULA
obducens 7191

TRAMETES
gibbosa 6895
hispida 6290
rubescens 6896

TREMATOSPHÆRIA
incrustans 7190

TREMELLA
fimbriata 6792
indecorata 6793
neglecta 7193
viscosa 6999

TRICHIA
chrysosperma
f. albo-lutea 6598
fragilis 6599

TRICHOPEZIZA
brevipila 6596
f. Malvae 6291
fusca 6597
nidulus 7136
sulphurea
f. Tami 6292
Ulmariæ 6293

TRICHOSPHÆRIA
parasatica 6695

TRICHOSPORIUM
fuscum 7194
v. Juglandis 7195
populneum 7287

TRIMMATOSTROMA
fructicola 7196

TRINAGRIUM
variabile 6495

TROCHILA
Craterium 6696

TUBERCULINA
persicina 7288

TUBERCULARIA
Abrotani
f. Absinthi 6394
Brassicæ 6395
pruinosa 6396
Rutæ 6295
Toxicodendri 6899
Sarmentorum 7079

TYMPANIS
Ligustri 7197

TYPHULA
Semen 7080

UNCINULA
adunca 6794-7081

UREDO
abscondita 6900
Alismatis
f. Petiolorum 6298
Betae 7289
Campanulæ 6697
Conii 6496
Epilobii 7082
Geranii 7083
Hypericorum 7290
longicapsula 7291
Poæ Sudeticæ 6795
Potentillarum 7198
Scolopendri 7084

UROCYSTIS
primulicola 7199

UROMYCES
Alchemillæ 7292
appendiculatus 7085
Euphorbiæ 7293
Geranii 6796
Polygoni 6698-7086
puccinioides 6299
Rumicis 7087
scutellatus 7088
striatus 7294

USTILAGO
Hordei 7295
hypodites
f. Agropyri 6497
Tragoponis 6498
violacea
f. Saponariæ 7296

UTRARIA
saccata
f. lacunosa 7200

VALSA
Abietis 7089
cincta *f. Pruni* 6499
ceratophora 7090-7091
cœnobitica 7092
leucostoma 7093
salicina
f. tetraspora 6296
Vitis 7094

VALSARIA
rubricosa 6797

VERMICULARIA
crassipila 6699-7095
Dematium 6500-7096
f. Fæniculi 6798
Eryngii 6297
Herbarum 7097
Liliacearum 6397
f. Hemerocalidis 7098
oblonga, *f. Tami* 6398
Orthospora
f. Tropæoli 6399

VERTICILLIUM
lateritium 7099

XYLARIA
carpophila 7297

ZIGNOELLA
Campi-Silii 6400
fallax 7299
Hederæ 6600
insculpta 6799
papillata 7299
spissiana 7300

ZYGODESMUS
tristis 6800

ZYTHIA
maxima 7100

VAN SLYKE, HARDING et HART. — **A study of enzymes in cheese** (Geneva, N.-Y. exp. station, décembre 1901). **Etude des enzymes du fromage.**

Le fromage contient des enzymes qui proviennent : 1° les uns des bactéries ; 2° d'autres des glandes mammaires de la vache, et 3° d'autres enfin de la présure. Ces enzymes transforment la caséine insoluble (provenant de la coagulation du lait) en composés azotés solubles.

Les recherches qui font l'objet de ce mémoire ont eu pour but d'exclure l'action des bactéries, de façon à apprécier exclusivement l'action des enzymes du lait.

C'est en 1897 que Bubcok et Russell (1) ont mis en évidence, dans le lait, l'existence d'un enzyme qui, de même que la présure de l'estomac du veau, a la propriété de digérer la caséine et qu'ils ont appelé *galactase*. Ils ont aussi montré le pouvoir que la présure possède, grâce à la pepsine qu'elle renferme, de rendre soluble la caséine.

L'auteur décrit la méthode qu'il a employée pour doser, d'une part, tous les composés azotés solubles dans l'eau et, d'autre part, isolément les composés azotés solubles nettement définis qui sont les albumoses, les peptones, les amides et l'ammoniaque.

Une dose de 2 1/2 à 5 pour 100 de chloroforme ajoutée au lait n'a pas paru modifier sensiblement l'action des enzymes. Une plus ou moins grande quantité de corps gras (beurre) dans le lait n'a pas paru avoir un effet appréciable sur l'action antiseptique du chloroforme.

Le chloroforme s'est montré plus propre que l'éther ou qu'un mélange d'éther et de chloroforme, pour supprimer l'action des bactéries sans entraver celle des enzymes. La formaline, au contraire, entrave l'action des enzymes.

En prenant le lait directement dans les différentes parties de la glande mammaire (avec toutes les conditions exigées par l'asepsie), l'auteur a reconnu qu'il existe une relation évidente entre le nombre des bactéries fournies par la glande mammaire et la rapidité avec laquelle les composés azotés solubles apparaissent dans le lait.

Voici la méthode que l'auteur a adoptée :

L'on introduit le chloroforme dans le lait dès le début de l'opération, à la dose de 4 à 5 parties de chloroforme pour 100 de lait. Le fromage, ainsi préparé, contient de 12 à 15 pour 100 de chloroforme. On le place alors dans une atmosphère d'air saturée de chloroforme. On prévient ainsi toute action dûe à des bactéries.

Dans le fromage fabriqué par les procédés habituels, il existe beaucoup plus de composés azotés solubles (environ 37 pour 100 au bout d'une année) que dans le fromage préparé avec le chloroforme (environ 23 pour 100). Il est naturel d'admettre que dans ce dernier fromage la proportion d'azote soluble qu'on y rencontre est dûe à l'action des enzymes existant dans le lait.

L'acide lactique, ajouté à la dose de 12 p. 100 au fromage fabriqué avec le chloroforme, accroît dans une notable mesure la proportion d'azote soluble.

Le sel que l'on ajoute retarde à un degré très marqué la maturation du fromage.

Dans le fromage fabriqué par les procédés habituels, la proportion des amides est considérable en comparaison de celles des albumoses

(1) Bubcok et Russel. (*Ann. Rept. Wis. Exp. Sta.*, 1897, 161). Voyez aussi Freudenreich (*Centr. f. Bakt.*, 1899, 241).

et peptoses. C'est l'inverse qui a lieu dans le fromage préparé avec le chloroforme.

Avec le chloroforme, il n'y a que peu ou point d'ammoniaque formé, tandis que dans le fromage normal, l'ammoniaque apparaît de bonne heure et augmente constamment.

L'auteur pense que les enzymes, en agissant sur la caséine, déterminent la production de composés odorants qui donnent au fromage son parfum. Toutefois, avant d'aborder cette question de l'arome qui présente un grand intérêt pratique, il a pensé qu'il devait étudier d'une façon aussi complète que possible l'action des enzymes sur la caséine et qu'il trouverait dans cette étude, des éléments qui lui faciliteraient ultérieurement la solution de la deuxième partie du problème, relative à l'arome. *R. Ferry.*

Durand (Ellias J.). — **Studies in North American Discomycetes. II. Some new or noteworthy Species from central and western New-York** (*Bull. of the torrey bot. club*, 1902, p. 458). **Etudes sur les Discomycètes de l'Amérique du Nord. II. Quelques espèces nouvelles ou remarquables du centre et de l'ouest de l'état de New-York.**

L'auteur, qui se livre depuis plusieurs années à l'étude des Discomycètes, se propose de décrire plusieurs espèces et formes nouvelles qu'il a découvertes, et de classer et de compléter les connaissances que l'on possède sur les Discomycètes de l'Amérique du Nord, notamment en les comparant avec les espèces d'Europe.

Nous nous bornerons à mentionner les espèces suivantes :

Ascobolus atro-fuscus Phil. et Plow. *Grevillea* II, 186. Cette espèce a pour synonyme *A. viridis* Boud. Ann. Sc. nat., 1869, p. 217, pl. V, fig. 4; *A. carbonicola* Boud. Bull. soc. bot., 1877, p. 310. *Phaeopezia Nuttallii* E. et E. — N. A. F., n° 2908 (*nomen ined.*). Elle croît sur les places à charbon.

Ciboria Americana n. sp. Cette espèce ressemble au *Ciboria echinophila* (Bull.) Sacc. par sa taille, sa couleur, son habitus et son habitat, mais elle diffère par les dimensions plus petites de ses spores : 9-12 × 4-5 μ (tandis que les spores du *C. echinophila* ont 12-22 × 4 5 μ, d'après Phillip ; 16-21 × 5 μ, d'après Massee) ; de plus elles ne sont pas fortement courbées et ne sont jamais septées. Sur l'enveloppe pourrissante du fruit du *Castanea visca*, sur le sol, parmi les feuilles tombées. Cette espèce paraît remplacer en Amérique le *Ciboria echinophila* spécial à l'Europe.

Sclerotinia Smilacinæ n. sp. — Sur les rhizomes pourrissants du *Smilacina racemosa* enfouis dans l'humus, d'ordinaire par groupes d'une demi-douzaine d'individus naissant d'un seul rhizome. Les sclérotes sont si petits qu'ils passent souvent inaperçus : leur petite taille paraît complètement disproportionnée avec la taille du champignon.

Les spores germent facilement sur l'agar préparé avec une décoction de fragments de racine de *Smilacina*. Les spores se divisent par des cloisons à la germination. Elles produisent un ou deux filaments-germes qui se ramifient en nombreux rameaux, mais ne fournissent pas de conidies. Les cultures sur agar et sur racines stérilisées donnent en grand nombre de minuscules sclérotes.

Cette espèce ressemble beaucoup au *S. tuberosa* (Hedw.) Fuck. qui croît sur les racines de l'*Anemone nemorosa* ; elle en diffère par la taille beaucoup plus petite de ses sclérotes, par le mode de germination des spores ainsi que par la nature de l'hôte.

TABLE EXPLICATIVE DES PLANCHES

contenues dans les quatorze premières années de la Revue.

Par M. Jules Guillemot

A partir du 1er janvier 1893 il existe à la fin de la table de chaque année des explications des planches. Il n'en est pas de même pour les années qui précèdent. Nous avons donc pensé qu'il serait utile de publier pour les autres années une table explicative qui permit au lecteur de se reporter facilement des planches au texte qui concerne chaque figure et *vice-versâ*.

Planche I, année 1879, n° 1.

1-5 Battarea Guicciardiniana *de Ces.*. 35
6 Rhizomorpha Sigillariae *Lesq*.... 33

Planche II, année 1879, n° 4.

1-11 Rupinia Pyrenaica *Speg.* et *Roum* 17
et année 1880..... 2
12 Agaricus Haynaldi *Roumeg*.... 145
13 Cladotrichum Roumegueri *Speg.* 148
14 Onygena piligena *Fr*..... 147

Planche III (n° omis), année 1879, n° 4.

Ag. (Trichol.) Isarnii *Roum*..... 152

Planche IV (n° omis), année 1879, n° 4.

A. Ag. (Trichol). Gateraudii *Roum*. 153
B. Ag. (Lepiota) Prevostii *Roum*.. 153

Planche V (*numérotée* 1880-I) année 1880, n° 5.

A. Godronia Muhlenbeckii *Mougeot*. 30
B. Coprinus panormitanus *Inz*..... 56
C. Physalospora Alpina *Speg*..... 32
D. Beccariella insignis *De Ces*..... 58
E. Mutinus Borneensis *De Ces*.... 59
F. Husseia pachystelis *De Ces*..... 59

Planche VI (*numérotée* 1880-II) année 1880, n° 6.

1 Simblum rubescens *Gérard*..... 93
2 Agaricus (Psathyra) bifrons *Berkl.* 90
3 Spegazzinia ornata *Sacc.*..... 140
4 Entoloma Cooki *Ch. Richon*..... 93
5 Preussia Secalis *Ch. Richon*..... 91
6 Sphaeronema Boudieri *Ch. Richon* 92

Planche VII, année 1880, n° 7.

1 Agaricus (Pholiota prominens) *Kalchb*..... 153
2 Agaricus (Panaeolus) Remyi. *Kalchb*. et *C. Roum*..... 154
3 Institale (?) elata *Kalchb*..... 154
4 Xylaria (Xylostyla) tricolor *Fr*.. 154
5 Agaricus (Marasmius) Corbariensis *Roum*..... 198
6 Sporidesmium Lambotti *Roum*... 117

Planche VIII, année 1880, n° 7.

1 Amanita vernalis *Gillet* et *Roum*. 154
2 Crepidotus luteolus *Lamb*..... 116

PLANCHE IX, année 1880, n° 8.

1 Gloeosporium reticulatum *Mt*.... 170
2 A. Sterigmatocystis carbonaria *Bainier*..... 178
2 B. Sterigmatocystis glauca *Bainier* 178
2 C. Sterigmatocystis nigra *Bainier* 178
2 D. Sterigmatocystis fusca *Bainier* 178
3 Nematogonum aurantiacum *Desm*. 181
4 Stachyobotrys lobulata *Cooke*... 191

PLANCHE X, année 1881, n° 9 de la *Revue*.

1-3 Peronospora viticola *Bk*..... 12
4 Zygodesmus fuscus *Corda*..... 31
5 Pleurotus roseolus *Quélet*..... 49
6 Hebeloma sacchariolens *Quélet*.. 49

PLANCHE XI, année 1881, n° 9 de la *Revue*.

1-9 Raesleria hypogaea *Thum*. et *Pass*..... 2
10 Inocybe grammata..... 50
11 Inocybe brunnea..... 50
12 Lactarius spinosulus..... 50

PLANCHE XII, année 1881, n° 9.

1 Cortinarius Le Bretonii *Q*..... 50
2 Erinella erratilis *Q*..... 50
3 Marasmius littoralis *Q*..... 50
4 Agaricus parthenopeius *Comes*.. 38
5 Agaricus ostreatus *Jacq*..... 9
6 Anthurus Muellerianus *Kalchb*.. 45
7 Cynophallus papuasius *Kalchb*.. 45
8 Pyrenopeziza Graminis var. glabrata..... 49

PLANCHE XIII, année 1881, n° 9

1 Kalchbrennera Tuckii, *Berkl*.... 45
2 Dictyophallus aurantius, var. discolor *Kalchb*..... ... 45
3 Anthurus Woodii *Mac-Owen* ... 45

PLANCHE XIV, année 1881, n° 9.

1 Helminthosporium densum *S*. et *R*..... 29 et 30
2 Trabutia quercina (*Fr*. et *Kud*.) *S*. et *R*..... 29 et 30
3 Anthostomella Trabutiana *S*. et *R*..... 27 et 30
4 Teichospora inverecunda (*De Not*) *S*. et *R*..... 28 et 30
5 Pleospora gigantea (*Mt*.) *Sacc*. 28 et 30
6 Pleospora coronata *Niessl*. 28 et 30
7 Darluca ascochytoides *S*. et *R*. 28 et 30
8 Vermicularia Ephedrae *Dur*. et *Mt*..... 29 et 30
9 Puccinia cancellatus *S*. et *R*. 26 et 30

PLANCHE XV, année 1881, n° 10.

1 Coprinus Barbeyi *Kalchb*..... 24
2 Tulostoma Boissieri *Kalchb*..... 24
3 Æcidium Barbeyi *Roum*..... 25
4 Ustilago Vaillantii *Tul*..... 25
5 Uromyces concentricus *Lév*..... 24
6 Ustilago Carbo *Tul*..... 25

PLANCHE XVI, année 1881, n° 10.

1 A B. Pleurotus ostreatus *Fr*.... 12
1 C. Lactarius subdulcis *Fr*..... 12
1 D-F. Nyctalis parasitica *Fr*... 12
2 Sphinctrina coremioides *Bk*.... 1
3 Callopisma poepalostomum (*Anzi*) *Jatta* var. Baglietinum. 51
4 Callopisma aurantiacum *Lgthf*. var. fruticum *Jatta*..... 51
5 Aspicilia isabellina *Dnrs* in Hrb. 51
6 Lecidea Notarisiana *Jatta* (L. turbinata *Dn* in Hrb)..... 52
7 Opegrapha deusta *Dnrs* in Hrb. 52
8 Opegrapha discoidea *N. Sp*.... 52
9 Cleiostomum tetrasporum *Jatta*. 52
10 Cleiostomum ligusticum *Dnrs*.. 52
11 Microthelia pygmaea *Korb*.... 52
12 Pertusaria Wulfenii *C*. var. Cerasi *Jatta*..... 52
13 Lecidea atro-brunea var. Garovaglii..... 52

PLANCHE XVII, année 1881, n° 10.

1 Coupe transversale et entière du sabot de l'âne à l'état normal..... 18
2 Coupe transversale et complète d'un sabot d'âne affecté d'Onychomycosis avancé. 18
3-6 Achorion keratophagus *Ercoli*. 17

PLANCHE XVIII, année 1881, n° 11.

1-3 Torula compniacensis *Richon*. 17
4 Torula conglutinata *Corda*..... 17
5 Polyporus favoloides *Doas* et *Pat*. 21
6-7 Chambre humide de M. Hansen. 38

PLANCHE XIX, année 1881, n° 11.

1 Glonium subtectum *S* et *R*. 59 et 49

2 Anthostoma anceps *S.* et *R.* 59 et 41
3 Diaporthe (*Tetr.*) crustosa *S.* et *R.* ..... 59 et 43
4 Diaporthe (*Tetr.*) Delogneana *S.* et *R.* ..... 59 et 43
5 Massaria vibratilis (*Tetr.*) *Nke* ..... 59 et 45
6 Melanopsamma mendax *S.* et *R.* 59
7 Microthyrium Cytisi *Fuck.* 59 et 45
8 Laestadia sylvicola *S.* et *R.* 59 et 44

Planche XX, année 1881, n° 11.

9 Sphaerella salicicola *Kalchb.* 59 et 46
10 Sphaerella maculans *S.* et *R.* 59 et 46
11 Pleospora abscondita *S.* et *R.* 59 et 46
12 Sphaerella sarracenia *S.* et *R.* 59 et 46
13 Sphaerella macularis (*Fr.*) *Awd.* ..... 59 et 46
14 Orbicula perichaenoides *Cooke* ..... 59 et 45
15 Ophiobolus penicolus (*K.* et *S.*) ..... 59 et 45
16 Ophiobolus herpotrichus (*Fr.*) *S.* ..... 59 et 45
17 Teichospora pilosella *S.* et *R.* ..... 59 et 47
18 Trichosphaeria pilosa (*P.*) *Fuck* ..... 59 et 47

Planche XXI, année 1881, n° 12.

Hygrophorus Bresadolae 36

Planche XXII, année 1881, n° 12.

Hygrophorus Queletii *Bres* 36

Planche XXIII, année 1881, n° 12.

Boletus Tridentinus *Bres* 37

Planche XXIV, année 1881, n° 12.

Boletus Bresadolae *Q* 37

Planche XXV, année 1882, n° 13.

1 Phoma Vitis *Bk.* et *Br.* ... 1 et 109
2 Phoma pleurospora, forma vitigena *Sacc* ..... 1 et 109
3 Sphaerella Pampini *Thüm.* 1 et 109
4 Agaricus Cardinalis (*sp. n.*) (Omphalia Hectoris) 15
5 Russula livescens *Fr* 16
6 Ascomytella quercina *Pk* 65
7 Phallus imperialis *Kalchb* 16
8 Pyronema rugosa *Pat* 65
9 Omphalia gracilis *Q* 64
10 Omphalia cuspidata *Q* 64
11 Cortinarius bibulus *Q* 64
12 Clavaria aculina *Q* 64
13 Pistillina hyalina *Q* 64
14 Tuber Mougeoti *Q* 64
15 Helvella venosa *Q* 64
16 Helotium Pedrottii *Bress* 17

Planche XXVI, année 1882, n° 14.

1 Tuber Bonneti *Roum* 77
2 Marsonia Delastri *Sacc* 101
3 Pseudopeziza Bistortae (*Lib.*) *Fuckl* 103
4-8 Usnea articulata *Ach.* 117 et 118
9 Hypochnus Michelianus *Cald.* . 97
10 Naevia Lauri *Cald* 103
11 Rocella Montagnei *Bel* 105
12 Sphaeria Petrucciana *Cald* 104
13 Physalacria inflata *Pk* 128
14 Secotium Warnei 128

Planche XXVII, année 1882, n° 14.

Hygrophorus Lucandi *Gillet* 94

Planche XXVIII, année 1882, n° 14.

1 Oudemansiella Platensis *Sp* 123
2 Uromyces hemisphaericus *Sp* .. 123
3 Friesula Platensis *Sp* 123
4 Puiggariella apiahyna *Sp* 123
5 Philocopra Platensis *Sp* 123
6 Didymosphaeria appendiculosa. 123
7 Clypeolum Brasiliense *Speg* 123
8 Clypeolum atro-areolatum *Speg.* 123
9 Megalonectria pseudotrichia *Sp.* 123
10 Scutellum paradoxum *Sp* 123
11 Dubitatio Dubitationum *Sp* 123
12 Rhytidhysteron Brasiliense *Sp* .. 123
13 Agaricus portegnus 123

Planche XXIX, année 1882, n° 15.

1 Agaricus (Collybia) dehiscens *Kalchb* 95
2 Polyporus (Inoderma) puellaris *Kalch* 96
3 Polyporus (Inoderma) lugubris *Kalchb* 96
4 Polyporus (Inoderma) puniceus *Kalchb* 96
5 Physarella mirabilis *Peck* 172
6 Caliciopsis pinea *Peck* 172

PLANCHE XXX, année 1882, n° 15.

1 Mortierella Ficariae *Th.* et *Th.*.. 161
2 Beltrania rhomboica..... 163
3 Thelephora pannosa *Sw.* forma anomala..... 164
4 Schizophyllum commune, var. giganteum *Roum*..... 164
5 Lenzites betulina var. resupinata. 165

PLANCHE XXXI, année 1882, n° 16.

1-2 Cortinarius purparescens *Fr.* 201-202
3 Pratella campestris *Fr*..... 202
4 Cercophora mirabilis *Fk*..... 222
5 Sticta Chiarini..... 255
6 Pertusaria antinoriana..... 255
7 Opegrapha luridescens..... 255
8 Trypethelium pusillum..... 255

PLANCHE XXXII, année 1882, n° 16.

A-B. Polyporus Gillotii *Roum.* 210-215-235
C. Polyporus annosus *Fr*..... 210
D. Calocera cornea *Fr*..... 210
E. Cyphella Gilletii *Pat*..... 211
F. Ascobolus marginatus *Fr*..... 211
G. Phoma Desbeauxii *Roum*..... 216
H. Pleospora polytricha *W. forma* (P. apara physata *Thy.*).. 220
J. Bactéries et Saccharomyces parasites de l'Ag. Acerbus.... 208

PLANCHE XXXIII et XXXIV, année 1882, n° 16.

Peziza Sclerotiorum *Lib*..... 248

PLANCHE XXXV, année 1883, n° 17.

1 Stigmatea reticulata *Sp. n*..... 18
2 Chaetomum Liberti *Sp. n*..... 15
3 Mollisia translucens *Gillet*..... 17
4 Tapezia Gaillardii *Sp. n*..... 16
5 Diplodia Herbarum *Ler. forma* trifolii..... 10
6 Cladosporium profusum *Desm.* forma robustior..... 14
7 Humaria omphalodes (*Bull.*) forma ruberrima..... 17
8 Depazea Bupleuri *Fkl*..... 11
9 Torula helminthosporoides *Sp.*. 11
10 Torula Platani *Sp. n*..... 11
11-12 Boletus granulatus *Schif*... 4

PLANCHE XXXVI, année 1883, n° 17

1 Ozonium Muscorum *R.* et *P*.... 29
2 Stilbum erythrocephalum *Dit*... 27
3 Phyllosticta Aquilegiae *R.* et *P.* 28
4 Sphaeria mucosa *Pers*..... 25
5 Trichosphaeria Elisae-Mariae *Sacc.* et *Pat*..... 25
6 Patellaria artemisoides *R.* et *P.*. 29
7 Crenothrix Kuhniana *Rabh*..... 55
8 Chaetomium atrum *Lk.* forma Chartarum (à la table) forma Therryana (dans le texte)..... 29

PLANCHE XXXVII, année 1883, n° 18.

1 Dermatea carpinea *Fr*..... 83
2 Ozonium et Coprinus (Relations entre)..... 89 et 185
3 Agaricus (Cortinarius) miltinus *Fr*..... 97
4 Lenzites betulina *Fr*..... 98
5 Polyporus arcularius *Fr*..... 99
6 Xylaria arbuscula *Sacc*..... 87

PLANCHE XXXVIII, année 1883, n° 19.

1 Hypomyces Berkeleyanus *C.* et *P.* 170
2 Polyporus vulpinus *Fr*..... 172
3 Agaricus (Pleurotus) Cyphellaeformis *B.* et *Br*..... 172
4 Sphaerula capitata *Pat*..... 191
5 Guepiniopsis tortus *Pat*..... 192
6 Peronospora viticola *Bk.* et *C*... 199

PLANCHE XXXIX, année 1883, n° 20.

1 Cryptosphaeria Crepiniana *S.* et *R*..... 233 et 239
2 Physalospora fusispora *S.* et *R*..... 233 et 239
3 Eriosphaeria vermiculariodes *S.* et *R*..... 235 et 239
4 Diaporthe (Chor.) Berlesiana *S.* et *R*..... 234 et 239
5 Diaporthe (Tetr.) dolosa *S.* et *R*..... 234 et 239
6 Otthia monodiana *S.* et *R.* 235 et 239
7 Metasphaeria depressula *S* et *R*..... 235 et 239
8 Valsaria Sarraziniana *S.* et *R*..... 235 et 239

PLANCHE XL, année 1883, n° 20.

9 Leptosphaeria Gillotiana *S.* et *R*..... 236 et 239
10 Leptosphaeria Thomastiana *S.* et *R*..... 236 et 239

11 Melanoma Mussatianum *S.* et *R*..... 236 et 239
12 Melanoma truncatulum *S.* et *R*..... 237 et 239
13 Fenestrella rostrata (*Fuck*) *Sacc*..... 237 et 239
14 Microthyrium idaeum *S.* et *R*..... 237 et 239

Planche XLI, année 1883, nº 20.

15 Lophiostoma Barbeyanum *S.* et *R*..... 237 et 239
16 Lophiostoma Bommerianum S. et *R*..... 238 et 239
17 Gloniella Scortechiniana S. et *R*..... 238 et 239
18 Thyridaria Delognensis *Speg.* et *R*..... 237 et 239
19 Nectria Rousseauana *S.* et *R*..... 238 et 239
20 Nectriella Helenae *Sacc.* et *R*. 238 et 239
? 21 Ozonium aureum *Dub*... ... 243
et 1882, p..... 223
22 Flammula Sarrazini, *Roum*.... 249
23 Ozonium Stuposum *Pers*..... 244

Planche XLII, année 1884, nº 21.

1 Diaporthe (*Tetr.*) priva *S.* et *R*. 27 et 38
2 Helotium rubens *S.* et *R*. 28 et 38
3 Helotium simile *S.* et *R*. 28 et 38
4 Peziza (Geoscypha) microspora *B.* et *C. var.* olivaceo-fusca ..... 28 et 38
5 Helotium Libertianum *S.* et *R*..... 28 et 38
6 Hendersonia Brunaudiana *S.* et *R*..... 34 et 38
7 Hendersonia Henriquesiana *S.* et *R*.. . ..... 34 et 38
8 Camarosporium Quercûs *S.* et *R*..... 34 et 38
9 Diplodia microspora *Sacc. var.* Meliae *S.* et *R*..... 33 et 38
10 Diplodia Cureyi *S.* et *R*.. 33 et 38
11 Diplodia Spirae *S.* et *R*.. 33 et 38
12 Ascochyta Feuillaubois-eana *S.* et *R*..... 33 et 38

Planche XLIII, année 1884, nº 21.

13 Actinonema Rosae *Fr*... 33 et 38
14 Phomopsis Brasicae *S.* et *R*. 32 et 38
15 Sphaeropsis Ulmi *S.* et *R*. 32 et 38
16 Dothichiza Passeriana ou Alaterni *S.* et *R* ..... 32 et 38
17 Phyllosticta Renouana *S.* et *R*..... 32 et 38
18 Coniothyrium Crepinianum *S.* et *R*... ..... 32 et 38
19 Cytisporella mendax *S.* et *R*. 32 et 38
20 Cytispora epixyla *S.* et *R*. 32 et 38
21 Fusicoccum Farlowianum *S.* et *R*..... 31 et 38
22 Fusicoccum Lesourdéanum *S.* et *R*..... 31 et 38
23 Fusicoccum cinctum *S.* et *R*. 31 et 38
24 Fusicoccum guttulatum *S.* et *R*..... 31 et 38

Planche XLIV, année 1884, nº 21.

25 Fusicoccum Kunzeanum *Sacc.* 31 et 39
26 Septoria Mougeotii *S.* et *R*. 34 et 39
27 Septoria caricinella *S.* et *R*. 34 et 39
28 Septoria carpophila *S.* et *R*. 34 et 39
29 Septoria Lebretoniana *S.* et *R*..... 35 et 39
30 Septoria inaequalis *S.* et *R*. 35 et 39
31 Septoria fusicoccoides *S.* et *R*..... 35 et 39
32 Phoma (Ap.) Allantella *S.* et *R*..... 30 et 39
33 Phoma (Ap.) Prillieuxana *S.* et *R*..... 30 et 39
34 Phoma (Ap.) majuscula *S.* et *R*. 39
35 Phoma (Ap.) densiuscula *S.* et *R*..... 30 et 39
36 Phoma (Ap.) papillula *S.* et *R*..... 30 et 39

Planche XLV, année 1884, nº 22.

37 Phoma Durandiana *S.* et *R*. 29 et 39
38 Phoma Siliquarum *S.* et *R*. 30 et 39
39 Phoma Phillipsiana *S.* et *R*..... 29 et 39
40 Phoma alliicola *S.* et *R*.. 30 et 39
41 Phoma Eryngii *S.* et *R*.. 30 et 39
42 Dendrophoma Therryana *S.* et *R*..... 31 et 39
43 Dothiorella fraxinea *S.* et *R*. 31 et 39
44 Dothiorella Berengeriana *S.* et *R*..... 31 et 39
45 Entomosporum maculatum *Lév.* var. domesticum... 35 et 39
46 Gloeosporium truncatum (*Bon.*)..... 36 et 39
47 Gloesporium Haynaldianum *S.* et *R*..... 36 et 39

48 Myxosporium lanceolatum *S.* et *R*..... ..... 36 et 39

PLANCHE XLVI, année 1884, n° 22.

49 Myxosporium prunicolum *S.* et *R*..... 36 et 39
50 Myxosporium Tremulae *S.* et *R*..... 36 et 39
51 Myxosporium Millardetianum *S.* et *R*..... 35 et 39
52 Myxosporium salicinum *S.* et *R*..... 35 et 39
53 Myxosporium salicicolum *S.* et *R*..... 35 et 39
54 Myxosporium Marchandianum *S.* et *R*..... 36 et 39
55 Trichosporium tabacinum *S.* et *R*..... 37 et 39
56 Menispora Libertiana *S.* et *R*..... 39 et 37
57 Sporocybe Berlesiana *S.* et *R*..... 37 et 39
58 Dendrochnium fusisporum *S.* et *R*..... ... 38 et 39
59 Hymenula Herbarum *S.* et *R*. 38 et 39
60 Hymenula macrospora *S.* et *R*..... ..... 38 et 39

PLANCHE XLVII (numérotée XLVI par erreur), année 1884, n° 22.

1 A. Hydnum repandum *L*..... 93
1 B-C. Paxillus involutus *Fr*..... 93
1 D. Agaricus (Pleurotus) ostreatus *Jq*..... 93
2 Venturia Straussii *S.* et *R*..... 95
3 Coniothecium Bertherandi *Megin* 114

PLANCHE XLVIII (indiquée par erreur dans le texte comme étant le n° XLVII), année 1884, n° 23.

1-4 Barya aurantiaca et Claviceps purpurea..... 122

PLANCHE XLIX, année 1884, n° 24.

1-2 Oidium pulvinatum *Farlow*... 198
1-7 Oecidium corruscans *Fr*. 210 et 212
8-10 Uromyces Pisi *Pers*... 211 et 213
11 Uromyces appendiculatus *Lev*. 211 et 213
12-15 Melampsora Tremulae *Tul*. 212 et 213
16-19 Melampsora pinitorquum 212 et 213
20-22 Caeoma Mercurialis (*Pers.*) 212 et 213
23-25 Caecma pinitorquum *al. Br*..... 212 et 213
26-27. Puccinia dioicae *Mag*. 212 et 213
28-29 Puccinia Eriophori *Thum*. 212 et 213

PLANCHE L, année 1885, n° 25.

1-5 Lactarius deliciosus *Fr*.. 32 et 39
6 Metasphaeria Rhotomagensis *Sp. n*..... .. 23
7 Chaetomium delicatulum *Sp. n*. 22
8 Virgaria..... 22
9 Peziza (Lachnea) Sarraziana *Sp. n*..... 25
10 Ptychogaster aurantiacus *Sp.n*. 29
11 Pilacre faginea *Fr*..... 24

PLANCHE LI, année 1885, n° 26.

1 Pourridié de la Vigne..... 42
2 Michrophytes de la morue rouge. 69
3 Microphytes du porc rouge..... 69

PLANCHE LII, année 1885, n° 26.

1 Meliola longaniensis *S.* et *B*. 93 et 98
2 Diatribe chlorosarca *B.* et *Br*. 93 et 98
3 Anthostoma microplacum (*B* et *C*.) *Sacc*..... 93 et 98
4 Anthostoma capnoides (*Bk*.) *Sacc*..... 93 et 98
5 Didymosphaeria conoidella *S.* et *B*..... 94 et 98
6 Scortechinia acanthostroma (*Mtg*) *Sacc*..... . 94 et 98
7 Gibella dothideoides *S.* et *B*. 94 et 98
8 Dothidella apiculata *S.* et *B*. 95 et 98
9 Lembosia graphioides *S.* et *B*. 95 et 98

PLANCHE LIII, année 1885, n° 26.

10 Rhythidysterium Scortechinii *S.* et *B*..... 95 et 98
11 Hyterographium hiascens *Rehm*. H. macrum *S.* et *B*. 95 et 98
12 Stictis radiata *Pers*. (S. Brachyspora *S.* et *B*.). 93 et 98
13 Chaetophoma entricha *S.* et *B*..... 96 et 98
14 Cytospora verrucula *S.* et *B*..... 96 et 98
15 Gamospora eriosporoides *S.* et *B*..... 96 et 98
16 Melophia Woodsiana *S.* et *B*. 96 et 98

17 Actinothecium ? Scortechinii *S.* et *B*..... 97 et 98
18 Gloeosporium intermedium *Sacc.* (G. Denisonii *Sacc.* et Bertèse)..... 97 et 98
19 Helminthosporium puccinoides *S.* et *B*..... 97 et 98

Planche LIV, année 1885, n° 27.

1 Asterina (asterula) myocoproides *S.* et *B*..... 155 et 157
2 Dimerosporium oligotrichum *S.* et *B*..... 156 et 157
3 Dimerosporium venturioides *S.* et *B.* et Chaetophoma venturiodes..... 156 et 158
4 Dimerosporium eutrichum *S.* et *B*..... 156 et 158
4bis Venturia socia *S.* et *B.* 156 et 158
5 Lizonia bertioides *S.* et *B.* 157 et 158
6 Nectria megalospora *S.* et *B.* 157 et 158
7 Phyllachora aspideoides *S.* et *B*..... 157 et 158
8 Plowrightia Balanseana *S.* et *B*..... 157 et 158
9 Lembosia diffusa *Winter* 156 et 158

Planche LV, année 1885, n° 27.

1 Aulographium maculare *B.* et *Br*..... 158 et 161
2 Leptosphaeria Sarraziniana *S.* et *R*..... 159 et 161
3 Pleospora (Catharinia) Vogliniana *Sacc*..... 158 et 161
4 Mollisia atrorufa *Sacc*.. 159 et 161
5 Leptothyrella Mougeotiana *S.* et *R*..... 160 et 161
5bis Leptothyrium Angelae *Sacc.* 160 et 161
6 Pachybasium hamatum (*Bon.*) *Sacc.* var. candidum.... 161
7 Actinomma Gastonis *Sacc.* 158 et 161
8 Cylindrium Luzulae (*Lib.*) *Sacc.* 160 et 161
8bis Sporotrichum aureum *L.* 160 et 161
9 Briardia compta *Sacc*... 159 et 161
10 Patouillardea lichenoides *Sp. n.* 178
11 Aylographium filicinum *Libert.* 171
12 Torula cyperina *Roum.* et *Pat.* 176

Planche LVI, année 1885, n° 28.

1 Richonia variosporia *Boud.* 225 et 227
2 Nectria Mercurialis *Boud.* 226 et 227
3 Ophionectria Briardi *Boud.* 226 et 227
4 Torrubiella aranicida *Boud*..... 227

Planche LVII, année 1886, n° 29.

1 Leptosphaeria typhiseda *S.* et *B*..... 33 et 37
2 Melanomma Minerviae *Fab.* 33 et 37
3 Metasphaeria Algeriensis *S.* et *B*..... 34 et 37
4 Metasphaeria calamina (*Dur.* et *Mtg*) *Sacc*..... 34 et 37
5 Lophidium subcompressum *S.* et *R*..... 34 et 37
6 Phoma Tetragoniae *S.* et *B.* 35 et 37
7 Cytospora Draconis *S.* et *B.* 36 et 37
8 Macrophoma Montegazzianæ (M. Ægles *S.* et *B.*)... 35 et 37
9 Macrophoma Araliae *S.* et *B.* 35 et 37
10 Pleospora achyranthea *S.* et *B*..... 36 et 37

Planche LVIII, année 1886, n° 30.

1 Cronartium Delwayi *Pat.* 80 et 84
2 Puccinia metanarthecis *Pat.* 80 et 84
3 Uromyces Malvacearum *Speg.* 81 et 84
4 Uromyces Indicus *Pat*... 81 et 84
5 Melampsora Lisianthi *Pat.* 81 et 84
6 Œcidium Hydrangeae *Pat.* 82 et 84
7 Venturia microseta *Pat*... 82 et 84
8 Leptosphaeria Delawayi *Pat.* 82 et 84
9 Sphaerulina Caricis *Pat*.. 82 et 84
10 Stigmatea mucosa *Pat*... 82 et 84
11 Stigmatea Armandi *Pat*.. 83 et 85
12 Sphaerella Evansiae *Pat*.. 83 et 85
13 Hendersonia Thalictri *Pat.* 83 et 85
14 Excipula Primulaecola *Pat.* 84 et 85
15 Septoria Oxalidis japonicae *Pat*..... 84 et 85
16 Septoria Melastomatis *Pat.* 84 et 85

Planche LIX, année 1886, n° 32.

1 Calloria circinella *Pat*.... 179 et 182
2 Trochila cinerea *Pat*..... 180 et 182
3 Schizophyllum Rhododendri *Pat.* 180 et 182
4 Asterina ? Moesae *Pat*... 180 et 182
5 Asterina ? Barleriae *Pat*... 180 et 182
6 Hendersonia bicolor *Pat*..... 182
7 Tulostoma Jourdani *Pat*.. 143 et 182

PLANCHE LX, année 1886, n° 32.

1 Coupe d'un gisement de phosphates exploité à Montcéré (Tarn)..... 200
2 Amanita solitaria (*Bull.*) *Fr.* var. Martiniana *Roum*..... 201
3 Coprinus subterraneus *Sp. nov.* (Le numéro de la fig. 3 n'est pas indiqué sur la planche)..... 203
4 Stereum hirsutum *Wold.* f. striatofoliacem *Roum*..... 203
5 Stereum hirsutum f. cyathiforme *Roum*..... 204
6 Thelephora.... (stirps contorta *Karst*..... 204
7 Thelephora..... (stirps coralloidea *Fr.*)..... 204
8 Genea..... (peut-être G. hispidula *Bk*)..... 205

PLANCHE LXI, année 1887, n° 33.

Phallus impudicus *L.* (Développement gémellaire du)..... 3

PLANCHE LXII, année 1887, n° 34.

De Toni : Tabula I.

Voir la *note* au bas de la présente page

A. Geaster limbatus *Fr*..... 73 et 133
B. Geaster lageniformis *Vit.* 126 et 133
C. Geaster Schaefferi *Vitt.*. 129 et 133
D. Geaster vittatus *Kalch.*. 76 et 133
E. Geaster hygrometricus *Pers.* 129 et 133
F. Geaster tunicatus *Vitt.*. 75 et 133
G. Geaster mammosus *Fr.*. 125 et 133
H. Geaster saccatus *Fr*.... 126 et 133
I. Geaster rufescens *Pers.*. 128 et 133
L. Geaster Speggazinianus *N. sp.* 127 et 133
M. Geaster vulgatus *Vitt.*. 76 et 133
N. Geaster Michelianus *Sm.* 76 et 133
O. Geaster lugubris *Kalch.* 129 et 133
P. Geaster duplicatus *Chev.* 68 et 133

PLANCHE LXIII, année 1887, n° 35.

De Toni : Tabula II.

Voir la *note*.

A. Geaster coliformis *Pers* . 66 et 133
B. Geaster fornicatus *Fr*.... 67 et 133
C. Geaster triplex *Jungh*... 68 et 133
D. Geaster Bryantii *Bk*..... 69 et 133
E. Geaster umbilicatus *Fr*... 70 et 133
F. Geaster striatulus *Kalch.* 71 et 133
G. Geaster striatus *De Cand.* 70 et 133
H. Geaster minimus *Schwein.* 73 et 133
I. Geaster marginatus *Vitt.* 73 et 133
L. Geaster mirabilis *Mont*... 72 et 133
M. Geaster Schmideli *Vitt*.. 70 et 133
N. Geaster elegans *Vitt*.... 71 et 133
O. Geaster floriformis *Vitt*.. 127 et 133
P. Geaster fimbriatus *Fr*... 75 et 133
Q Geaster Drummondi *Bk.* 72 et 133

PLANCHE LXIV (numérotée XLIV), année 1887, n° 36.

1 Isaria cuneipora *Boud*.... 159 et 175
2 Stilbum viridipes *Boud*... 159 et 175

Figures dans le texte du IXe volume.

Gibellina cerealis *Pass*..... 177 et 104

PLANCHE LXV (numérotée XLV), année 1888, n° 37.

1 Berlesiella nigerrima (*Bloxam*) *Sacc*..... 7
2 Berlesiella hirtella (*Bacc.* et *Av.*) *Sacc*..... 8
3 Polyporus applanatus *Wallr*.... 5

PLANCHE LXVI (numérotée XLVI) année 1888, n° 37.

Peltosphaeria vitrispora (*C.* et *H.*) *Berl*..... 17

PLANCHE LXVII (numérotée XLVII), année 1888, n° 38.

1 Calonactria erysiphoides *B.* et *R*..... 76 et 78
2 Calonectria Balanseana *B.* et *R*..... 77 et 78
3 Placosphaeria citricola B. et *R*... 78

NOTE. — Planches LXII et LXIII.

Les planches 1 et 2 de l'auteur (*de Toni*) correspondent, d'après les indications de la page 133 respectivement aux planches 62 et 63 ; dans le texte leurs numéros sont intervertis, de manière que la planche 1 correspond à la planche 63 et la planche 2 correspond à la planche 62.

PLANCHE LXVIII, année 1888, n° 38. numérotée XLVIII.

1 Agaricus procerus *Scop.*. 80 et 84
2-6-12-27 et 28 Agaricus campestris *L*..... 80 et 84
3 Lactarius serifluus *Fr*.... 80 et 84
4 Russula alutacea *Fr*..... 80 et 84
5 Agaricus phyllophilus *Fr*. 81 et 84
6-12-27-28 et 2 Agaricus campestris *L*..... 81 et 84
7 et 24 Agaricus fascicularis *Huds*. 81 et 84
8 Agaricus fimicola *Fr*..... 81 et 84
9 Russula vitellina *Fr*..... 81 et 84
10 Russula nigricans *Fr*.... 81 et 84
11 Russula fragilis *Fr*..... 81 et 84
12-27-28-2 et 6 Agaricus campestris *L* ..... 81 et 84
13 Agaricus polygrammus *Bull*. ou phyllophilus *Fr*.... 81 et 84
14 id. 81 et 84
15 id. 81 et 84
16 Agaricus pulverulentus *P*. 81 et 84
17 Agaricus racemosus *Pers*. 82 et 84
18 Agaricus Aueri *Nees d'Esenbeck*..... 82 et 84
19 Agaricus nanus *B*..... 82 et 84
20 Agaricus laccatus *Scop*... 82 et 84
21 Agaricus stans *Fr*..... 82 et 84
22 Lactarius quietus *Fr*..... 82 et 84
23 Boletus edulis *Bull*..... 82 et 84
24 et 7 Agaricus fascicularis *Huds*..... 84
25 Paxillus involutus *Fr*.... 82 et 84
26 Hydnum repandum *L*.... 83 et 84
27-28-2-6 et 12 Agaricus campestris *L*..... 83 et 84
28-2-6-12 et 27 Agaricus campestris *L*..... 83 et 84

PLANCHE LXIX, année 1888, n° 39.

1 Meliola corallina *Mtg*.... 135 et 140
2-4 Meliola lanosa *Pat*.... 136 et 140
5-6 Meliola Andromedae *Pat*. 137 et 140
7-8 Meliola amphitricha *Fr*. 137 et 141
9-10 Meliola Psidii *Fr*..... 138 et 141
11-12 Meliola furcata *Lev*.. 138 et 141
13-15 Meliola Evodiae *Pat*. 139 et 141
16-17 Meliola Bambusae *Pat*. 140 et 141
18-20 Meliola tenella *Pat*... 140 et 141

PLANCHE LXX, année 1888, n° 40.

1-2 Septoria ampelina *B*. et *C*. (Mélanose)... 196, 197 et 199
3-8 Coniothyrium Diplodiella (Rot-blanc)..... 201, 202 et 204

PLANCHE LXXI (numérotée VI), année 1888, n° 40.

1-2 Botrytis parasitica *Sp. n*. 206 et 207
3-4 Sclerotium Tulipae *Lib*. 206 et 207
5-6 Pleospora Trifolii *Sp. n*. 205 et 207
7-10 Pseudopeziza Trifolii *Fkl*. 205 et 207
11-14 Dendrophoma Marconi *Sp. n*..... 205 et 207
15-16 Pestalozzia Banksiana *Sp. n*. 207
17-18 Plenodemus Oleae *Sp. n*. 206 et 207
19-20 Basiaschum Eriobothyriae *Sp. n*..... 206 et 207

PLANCHE LXXII, année 1889, n° 41.

1-7 Peronospora viticola (Grains de raisins attaqués par le) 207 et 99
8-9-11 Alternaria Vitis *sp. n*. 207, 208 et 99
10 Coniothyrium Diplodiella..... 207
12-14 Physalospora Baccae *n. sp*. 207 et 98
15-16 Pestalozzia viticola *N. sp*. 99, 207 et 208

PLANCHE LXXIII, année 1889, n° 41

1-3 Briosia ampelophaga *Sp. n*. 99, 207 et 208
4 Phoma lenticularis *n. sp*. 207 et 98
5-8-10 et 13 Macrophoma reniformis, *Viala Ravaz*.. 207 et 208
6-7 Tubercularia Acinorum *Sp. n*. 207, 209 et 99
8-10, 13 et 5 Macrophoma reniformis *Viala* et *Ravaz*. 207 et 208
11-12 Macrophoma flaccida *Viala* et *Ravaz*..... 207 et 208
13-5 et 8-10 Macrophoma reniformis *Viala* et *Ravaz*. 207 et 208

PLANCHE LXXIV, année 1889, n° 42.

1 Lentinus lepideus *Fr*..... 90
2 Polyporus Radula (Mycelium)... 86

3 Sphaeria pilifera *Fr*..... 90
4 Excroissances dans les cellules de l'Aubier du Pin blanc attaqué par un champignon.. 92

Planche LXXV, année 1889, n° 42.

Croquis de l'Asie centrale avec les routes de M. le professeur *N. Sorokine*..... 73

Planche LXXVI, année 1889, n° 42.

1-2 Æthalium septicum *var.* flavum. 73

Planche LXXVII, année 1889, n° 42.

3-4 Vampyrella Spirogyrae *Cienk.* années XI, p. 78 et XII.. 55
5-8 Pseudospora parasitica *Cienk.* années XI, p. 76 et XII.. 55
9-11 Vampyrella polyplasta *Sorok.* années XI, p. 79 et XII.. 55
12-27 Monas Amyli *Cienk.* années XI, p. 75 et XII..... 55
28-32 Pseudospora maxima *Sorok.* années XI, p. 76 et XII.. 55
33-35 Pseudospora Cienkouskiana *Sorok.* années XI, p. 77 et XII..... 55
36-47 Colpodella pugnax *Cienk.* années XI, p. 77 et XII.. 56
48-49 Vampyrella pendula *Cienk.* années XI, p. 79 et XII.. 56

Planche LXXVIII, année 1889, n° 42.

50 Vampyrella vorax *Cienk.* années XI, p. 79 et XII..... 56
51-66 Vampyrella polyplasta *Sorok.* années XI, p. 79 et XII.. 56
67-69 Nuclearia delicatula *Cienk.* années XI, p. 80 et XII.. 56
70-71 Nuclearia simplex *Cienk.* années XI, p. 80 et XII... . 56
72-74 Bicricium lethale *Sorok.* années XI, p. 138 et XII. 56
75 Rhizidium Confervae glomeratae *Cienk.* années XI, p. 137 et XII..... 56
76 Bicricium transversum *Sorok.* années XI, p. 138 et XII. 56
77 Obelidium mucronatum *Nowak.* années XI, p. 82 et XII.. 56

Planche LXXIX, année 1889, n° 42.

78 Polyrhina multiformis *Sorok.* années XI et XII..... 56
79-83 Aphanistis Œdogoniarum *Sorok.* années XI, p. 137 et XII..... 56
84 Aphanistis ? pellucida *Sorok.* années XI, p. 137 et XII.. 56
85 Aphanistis Œdogoniarum *Sorok.* années XI, p. 137 et XII . 56
86-89 Olpidium saccatum *Sorok.* années XI, p. 136 et XII. 56
90 Olpidium zootocum (*A. Br.*) *Sorok.* années XI, p. 136 et XII..... 56
91-92 Olpidium immersum *Sorok.* années XI, p. 136 et XII. 56
93 Phlyctidium globosum (*A. Br.*) *Sorok.* années XI, p. 81 et XII..... 56
94 Euchytridium acuminatum (*A. Br.*) *Sorok.* années XI, p. 82 et XII... 56
95 Catenaria Anguillulae *Sorok.* années XI, p. 139 et XII. 56

Planche LXXX, année 1889, n° 42.

96 Olpidium Algarum *Sorok. var.* longirostrum, années XI, p. 84 et XII..... 56
97 Olpidium Tuba *Sorok.* années XI, p. 136 et XII..... 56
98 Rhizidium tetrasporum *Sorok.* années XI, p. 137 et XII. 56
99 Olpidiopsis ? fusiformis *var.* Œdogoniarum année XI, p. 84 et XII..... 57
100 Phlyctidium globosum (*A. Br.*) *Sorok.* années XI, p. 81 et XII..... 57
101 Olpidium Algarum *Sorok. var.* brevirostrum années XI, p. 85 et XII..... 57
102-105 Olpidium Arcellae *Sorok.* années XI, p. 137 et XII. 57
106 Phlyctidium laterale (*A. Br.*) *Sorok.* années XI, p. 81 et XII..... 57
107-111 Chytridium ?..... années XI, p. 82 et XII..... 57
112-113 Chytridium pusillum *Sorok* années XI, p. 82 et XII.. 57

Planche LXXXI, année 1889, n° 42.

114 Saccopodium gracile *Sorok.* années XI, p. 82 et XII.. 57

115-116 Chytridium decipiens *A. Br.* années XI, p. 83 et XII. 57
117 Bicricium Naso *Sorok.* années XI, p. 138 et XII. 57
118 Olpidiopsis index? *Cornu* années XI, p. 84 et XII. 57
119 Achlyogeton rostratum *Sorok.* années XI, p. 138 et XII. 57
120 Olpidiopsis fusiformis Cornu années XI, p. 83 et XII. . 57
121 Chytridium decipiens *A. Br.* années XI, p. 83 et XII. . 57
122 Achlyogeton enthophytum *Schenk.* années XI, p. 139 et XII. 57
123-124 Metarhizium gigas *Sorok.* année XII, p. 54 et. 57
125 Chytridium ? années XI, p. 136 et XII. 57

Planche LXXXII, année 1889, n° 43.

126-130 Olpidiopsis incrassata *Cornu* années XI, p. 84 et XII. . 57
131 Woronia polycystis *Cornu*, sur l'Achlya racemosa, années XI, p. 139 et XII. 57

Planche LXXXIII, année 1889, n° 43.

1 Rosellinia amblyostoma *B.* et *S.* 118
2 Anthostoma anceps B. et *S.* 119
3 Apiospora Striola (*Pass.*) *Sacc. var.* minor *B.* et *S.* 119
4 Leptosphaeria obtusispora *Speg.* 121
5 Metasphaeria coninbricensis *B.* et *S.* 121
6 Pleospora Pustula *B.* et *S.* 121

Planche LXXXIV, année 1889, n° 43. numérotée LXXXIII

132-139 Olpidiopsis Saprolegniae (*A. Br.*) *Cornu* années XI, p. 84 et XII. 57
140-142 Rosella septigena *Cornu* années XI, p. 83 et XII. . 57
143-144 Woronia polycystis *Cornu* années XI, p. 139 et XII. 57
145 Olpiopsis Saprolegniae (*A. Br.*) *Cornu* années XI, p. 84 et XII. 57
146-151 Acylistes Closterii *Pfitzer* années XI, p. 139 et XII. 57

Planche LXXXV, année 1889, n° 43.

152-153 Mucor Mucedo *de By* années XI, p. 140 et XII. 57
154-156 Circinella spinosa *Van Tieghem* années XI, p. 141 et XII. 57
157-159 Mucor stolonifer *de By* années XI, p. 140 et XII. 57
160-161 Chaetostylum echinatum *Sorok.* années XI, p. 141 et XII 57
162-164 Helminthosporium ? année XII, p. 53 et 57
165-166 Botrytis aclada *Fres.* année XII, p. 54 et. 57

Planche LXXXVI, année 1889, n° 43.

167-168 Penicillium fulvum *Rabenh* années XI, p. 151 et XII. 58
169 Penicillium glaucum *Lk.* années XI, p. 151 et XII. 58
170-173 Mucor stercoreus *L.* années XI, p. 140 et XII. 58

Planche LXXXVII, année 1889, n° 43.

174-179 Dictyuchus Magnusii *Lindstedt* années XI, p. 142 et XII. 58
180-181 Achlya prolifera *Neis.* années XI, p. 142 et XII. . 58
182-185 Cercospora penicillata *Fres.* 58

Planche LXXXVIII, année 1889, n° 43.

186-188 Peronospora effusa var. major *de By* années XI, p. 143 et XII. 58
189 Erysiphe pannosa *Tul.* années XI, p 147 et XII. 58
190 Phragmidium Rosarum *Fuck.* année XII, p. 7 et. 58
191-194 Erysiphe horridula *var. Cynoglossi* années XI, p. 147 et XII. 58
195-203 Erysiphe armata *Sorok.* années XI, p. 146 et XII. 58

Planche LXXXVIII *bis*, année 1889, n° 44.

1 Pyrenopeziza longiasca *Cavara* 178 et 192
2 Helotium Verbenae *Cavara* 178 et 192
3 Leptosphaeria Phytolacae *Cavara* 178 et 192

4 Physospora elegans *Cavara* 182 et 192
5 Helminthosporium sigmoideum *Cavara*..... 185 et 192
6 Sporoschisma mirabile *B.* et *Br.* var. attenuatum *Cavara* 185 et 192
7 Macrosporium Calycanthi *Cavara* 186 et 192

Planche LXXXVIII (*ter*), année 1889, nº 44.

1 Didymaria Salicis *Cavara* 183 et 193
2 Discosa Theae *Cavara*... 190 et 193
3 Pyrenocheta Rubi-Idaei *Cavara* 188 et 193
4 Colletotrichum oligochaetum *Cavara* 191 et 193
5 Colletotrichum ampelinum *Cavara* 191 et 193
6 Dendrophoma Convallariae *Cav.* 188 et 193
7 Chaetophoma Oryzae *Cavara* 188 et 193
8 Septoria Theae *Cavara*... 190 et 193

Planche LXXXIX, année 1889, nº 44.

231-236 Erysiphe Saxaouli *Sorok* année XI, p. 146 et XII.. 58
237-239 Erysiphe Alhagy *Sorok.* années XI, p. 147 et XII. 58
240 Erysiphe lamprocarpa var. Plantaginis années XI, p. 148 et XII..... 58

Planche LXXXX ou XC, année 1889, nº 44.

204-230 Sclerospora Magnusiana *Sorok.* années XI, p. 143 et XII 58

Planche LXXXXI, année 1889, nº 44.

241-247 Cucurbitaria..... années XI, p. 148 et XII..... 58
248-251 Erysiphe Pegani *Sorok.* années XI, p. 148 et XII. 59
252-254 Dilophosphora Graminis *Fuck.* années XI, p. 149 et XII..... 59

Planche LXXXXII ou XCII, année 1890, nº 44.

255 Fusicladium virescens *Bon.* 54 et 59
256-258 Cercospora elongata *Sorok* 54 et 59
259-261 Polystigma rubrum *Tulasne* années XI, p. 149 et XII..... 59
262 Rhacodium uncinatum *Sorok.* 54 et 59

Planche LXXXXII *bis* ou XCII *bis*, année 1890, nº 45.

1 Pholiota aculeata *Bres.* et *Rm.* 28 et 39
2 Naucoria fusco-olivacea *Bres.* et *Rm*..... 28 et 39
3 Daedalea Newtoni *Bres.* et *Rm.* 32 et 39
4 Corticium quintasianum *Bres.* et *Rm*..... 36 et 39
5 Clavaria Henriquesii *Bres.* et *Rm.* 36 et 39
6 Lachnocladium Mollerianum *Bres.* et *Rm*..... 36 et 39
7 Pterula subaquatica *Bres.* et *Rm.* 36 et 39
8 Clathrus parvulus *Bres.* et *Rm.* 37 et 39
9 Tylostoma Mollerianum *Bres.* et *Rm*..... 37 et 39
10 Helotium Herbarum (*Pers.*) *Fr.* 38 et 39

Planche LXXXXIII ou XCIII, année 1890, nº 45.

263-264 Pyronema confluens *Tul.* années XI, p. 150 et XII. 59

Planche LXXXXIV ou XCIV, année 1890, nº 45.

275-276 Ustilago hypodites *Fr.* années XI, p. 208 et XII. 59
277-279 Ustilago Digitariae *Rabh.* 3 et 59
280-281 Ustilago bromivora *F. de W.* 4 et 59
282-284 Ustilago longissima *Tul.* 3 et 59
285-288 Aecidium Lagena *Sorok.* 8 et 59

Planche LXXXXV ou XCV, année 1890, nº 45.

288-299 Endothlaspis Melicae *Sorok* 4 et 59

Planche LXXXXVI ou XCVI, année 1890, n° 45.

300-303 Endothlaspis Sorghi *Sorok.* 4 et 59

Planche LXXXXVII ou XCVII, année 1890, n° 45.

304 Puccinia Graminis *De By.* 6 et 59
305 Caeoma Glumarum *Desm.* 6 et 59
306-307 Puccinia Compositarum *Schtect.* ..... 6 et 59
308 Puccinia Artemisiarum (*Dub.*) – *Fuck.* ..... 7 et 59
309 Melampsora salicina *Tul.* 8 et 59
310 Melampsora populina *Tul.* 8 et 59
311 Puccinia Graminis *De By.* 6 et 59
312-317 Phragmidium devastatrix *Sorok.* ..... 7 et 59

Planche LXXXXVIII ou XCVIII?

(Voir planche C).

Planche LXXXXIX ou XCIX. année 1890, n° 46.

318-338 Phlyctospora Magni-Ducis *Sorok.* ..... 13 et 59

Planche C (numérotée LXXXXVIII) année 1890, n° 46.

339 Gyrophragmium Delilei *Mtg.* 51 et 60
340-341 Hippoperdon Sorokini *De Toni.* ..... 49 et 60
342-343 Bovista plumbea *Pers* 14 et 60
344-345 Bovista nigrescens *Pers.* 15 et 60
346 Tulostoma mammosum *Fr.* 50 et 60
347-348 Tulostoma volvulatum *Borsch.* ..... 50 et 60
349 Scleroderma verrucosum *Pers.* 14 et 60

Planche CI, année 1890, n° 46.

350 Gyrophragmium Dehlei *Mtg.* 51 et 60
351-351ª Hippoperdon Sorokinii *De Toni.* ..... 49 et 60
352 Bovista plumbea *Pers.* .. 14 et 60
353 Bovista nigrescens *Pers.* 15 et 60
353ª Tulostoma volvulatum *Borsch.* 50 et 60
354 Mycenastrum Corium var. Kara-Kunianum *Sorok.* .. 49 et 60
355 Scleroderma verrucosum *Pers.* 14 et 60

Planche CII, année 1890, n° 46.

356 359 Bovista lilacina? *B.* et *Mtg.* 15 et 60
360 Lycoperdon Bovista (giganteum) 49 et 60

Planche CIII, année 1890, n° 46.

361 Bovista lilacina ? *Bk.* et *Mtg.* 15 et 60
362-363 Sclerangium Micheli *Lev.* 16 et 60
364 Xylopodium Delastrei *Dur.* et *Mtg.* ..... 50 et 60
365 Mycenastrum corium *Dew.* 16 et 60
366 Tulostoma mammosum *Fr.* 50 et 60
367 Secotium acuminatum *Kunze* 51 et 60

Planche CIV, année 1890, n° 47.

368-369 Sclerangium polyrhizon *Lév.* ..... 15 et 60

Planche CV, année 1890, n° 47

370 Mycenastrum Corium *Dew.* 16 et 60
371-372 Mycenastrum Corium var. Kara-Kunianum *Sorok.* 49 et 60

Planche CVI, année 1890, n° 47.

373-383 Secotium acuminatum *Kunze* ..... 51 et 60

Planche CVII, année 1890, n° 47.

384-385 Xylopodium Delastrei *Dur.* et *Mtg.* ..... 50 et 60
386-395 Montagnites Pallasii *Fr.* 52 et 60

Planche CVII *bis*, année 1890, n° 47.

I. Hemiglossum Yunanense *Pat.* 135 et 136
II. Microglossum partitum *Pat.* 135 et 136
III. Lachnocladium vitellinum *Pat.* 135 et 136
IV. Bovista Yunanensis *Pat.* . 134 et 136
V. Aleurodiscus Oakesii (*Bk.* et *Curt.*) ..... 133 et 136
Aleurodiscus amorphus 136

PLANCHE CVII *ter*, année 1890, n° 47.

I. Mannite..... 136
II. Tréhalose..... 136
III. Chlorure de potassium..... 136.

PLANCHE CVIII, année 1890, n° 48.

396-399 Agaricus (Inoloma) arcuatus ? *Pers*..... 9 et 60
400-402 Agaricus paradoxus *Sorok*. 9 et 60

PLANCHE CIX, année 1890, n° 48.

403a Irpex obliquus *Fr*..... 11 et 60
403b Daedalea unicolor *Fr*... 11 et 60
403c Polyporus zonatus *Fr*.. 11 et 60
403d Polyporus fomentarius (*Lin.*) *Fr*.. ..... 12 et 60
404 Schizophyllum variabile *Sorok*. 10 et 60

PLANCHE CX, année 1890, n° 48.

405-407 Schizophyllum variabile *Sorok*..... 10 et 60
408 Lenzites betulina *Fr*. (forme naine)..... 10 et 60
409-410 Agaricus (*Psalliota*) arvensis *Fr*..... 10 et 60

PLANCHE CXI, année 1890, n° 48.

411-415 Agaricus (Pratella-Psalliota) Arundinetum *Sorok*. 10 et 60
416 Xylaria? forme stérile de grandeur naturelle..... 53 et 61

FIGURES dans le texte du XIe volume année 1889, page 41.

Poroptyche candida *nov. sp*..... 41

PLANCHE CXII, année 1891, n° 49.

I. Oïdium (Hyphe femelle en fructification)..... 4, 1, 2 3
II. Cladosporium (Hyphe femelle en fructification).. 4, 1, 2 3
III. Cicinnobulus formé et Hyphe mâle en commencement de fructification..... 4, 1, 2 3
IV. Phoma du Galium. (Hyphe mâle formant son Périthèce et hyphes mâles, arborescentes, portant leur Phoma et vues à la loupe).. 4, 1, 2 3
V. Cicinnobulus et Phoma. Spores germées artificiellement, 4, 1, 2 3
VI. Sphaerotheca Castagnei, var. du Senecio Sarracenicus. Début et probablement hyphes fécondées.... 4, 1, 2 3
VII. Pleospora Herbarum, *var*. Galii. *Début, hyphe fécondée et fibres de l'écorce du* Galium aparine. 4, 1, 2 3

PLANCHE CXIII, année 1891, n° 49.

a, b, c, d, e en haut: Kriegeria Eriophori *Bres*..... 14 et 15
a, b, c, d, e, f en bas: Coprinus sclerotigenus *E. E*..... 19 et 20

PLANCHE CXIV, année 1891, n° 49

I. Metasphaeria Aquilegiae *Bres*. 185 et 33
II. Metasphaeria constricta *Bres*. XII, 185 et XIII 33
III. Stictis hypodermia *Bress*. 21 et 33
IV. Phoma aucuparia *Bres*... 25 et 33
V. Cytospora Greschikii *Bres*. 27 et 33
VI. Cytospora Lantanae *Bres*.. 28 et 33
VII. Camarasporium Evonymi *Bres*. 29 et 33
VIII. Rhabdospora Greschikii *Bres*. 30 et 33
IX. Rhabdospora Achillae *Bres*. 30 et 33
X. Strumella elongata *Bres*..... 33

PLANCHES CXV à CXXIV, année 1891, n° 51 et n° 52. Spores de Champignons (*Genera*).

Planche CXV	1 à 42.....	138
	43 à 67.....	139
— CXVI	68 à 125.....	139
— CXVII	126 à 178.....	139
	179 à 184.....	140
— CXVIII	185 à 249.....	140
— CXIX	250 à 300.....	140
	301 à 313.....	160
— CXX	314 à 328.....	160
	329 à 382.....	161
— CXXI	383 à 416.....	161
— CXXII	447 à 464.....	161
	465 à 507.....	162
— CXXIII	508 à 546	162
— CXXIV	547 à 587.....	162

PLANCHE CXXV, année 1892, n° 53.

Didymosphaeria populina *P. Vuill.* 22 à 27

PLANCHE CXXVI, année 1892, n° 55.

1 Cortinarius Brondaei *Quélet* 64 et 96
2 Ramaria rubescens *Quélet*. 65 et 96
3 Clavaria (Ceratella) Brondaei *Quélet*..... 65 et 96
4 Dacryomyces Papaveris *Quélet* 65 et 96
4b Otidea ? Sparassis *Quélet*. 65 et 96
5 Peziza rubrans *Quélet*.... 65 et 96
6 Craterellus Queletii *R. Ferry*... 96

PLANCHE CXXVII, année 1892, n° 55.

1 à 10 Plasmodiophora Brassicae *Woron*. (Club-Rot)..... 101

PLANCHE CXXVIII, année 1892, n° 56.

1-6 Fusarium Aquaeductuum *L. Rolland*..... 158 et 183
7-9 Peziza appendiculata *Oudemans* 183
10-12 Syncephalastrum elegans *E. Marech*..... 165 et 183
13-15 Le Champignon du Képhir 161, 162, 163 et 183
16-19 Coniothyrium fallax *L. Rolland*..... 167 à 183
20-23 Fusarium Cerasi *L. Rolland* et *R. Ferry*..... 170 et 183

PLANCHE CXXIX, année 1892, n° 56 (pl. 10 de Brondeau).

1-3 Phoma Carpini *Brond*..... 163
4-7 Psilonia Medicaginis *Brond*.... 164
8, 8, 8 Ericianella aurea *Brond*... 164

PLANCHE CXXX, année 1892, n° 56 (pl. 11 de Brondeau).

1-5 Ascobolus populneus *Brond*... 164
6a, 7, 8 Botrytis Acinorum *Pers*... 165
6b et 7 Sclerotium uvarium *Brond*. 165

noyaux, seulement un peu plus gros que ceux qu'on voit dans les cellules végétatives, y sont disséminés.

Dans cette figure 2, les noyaux sont devenus deux ou trois fois plus gros que dans les cellules végétatives ; ils présentent pour la plupart un filament de chromatine appliqué contre leur paroi, comme un assez gros nucléole. La paroi est devenue plus épaisse et la couche moyenne s'est dissoute de telle sorte que la couche externe et la couche interne se sont plus ou moins décollées l'une de l'autre. La forte dimension de ces noyaux, ainsi que l'apparition d'un filament de chromatine, annoncent qu'ils se préparent à se diviser.

La fig. 3 montre, en effet, ces noyaux en train de se diviser. L'on voit que la membrane nucléaire subsiste et l'on distingue, vers le centre de la sphère qu'elle circonscrit, le fuseau chromatique. Le plasma a subi un changement ; il ne présente plus l'aspect d'un réseau, mais bien d'une masse floconneuse extrêmement légère. L'auteur a pu constater quelquefois et pense qu'en général les noyaux provenant de cette première division subissent immédiatement une deuxième bipartition.

La fig. 4, planche CCXVIII, représente le stade suivant : l'auteur l'a souvent observé, mais il hésite sur la manière dont il doit l'interpréter. Le sporange contient maintenant un certain nombre de corps sphériques, dont quelques-uns sont des noyaux cellulaires et dont les autres, au contraire, sont des cellules ayant chacune son noyau : ces dernières cellules sont nettement limitées, toutefois elles sont privées de membrane cellulaire. Leurs noyaux sont très petits et l'on y aperçoit seulement un nucléole : ces noyaux proviennent certainement de la division que nous venons de relater précédemment.

Les noyaux libres que l'on rencontre dans ces sporanges sont beaucoup plus gros que ceux des cellules nues ; mais, d'un autre côté, ils sont plus petits que ceux dans lesquels s'est opéré le stade de bipartition. L'auteur pense qu'ils proviennent également de cette bipartition et qu'ils sont aussi destinés à fournir des cellules nues, mais qu'ils ont subi dans ce processus un retard. S'il en était autrement, on devrait admettre que ces noyaux sont destinés à se détruire ; mais les stades ultérieures ne militent pas en faveur de cette hypothèse ; car l'on n'y observe pas des débris de noyaux. On trouve souvent ces noyaux vers le centre du sporange. Vraisemblement le processus, dans lequel les noyaux s'entourent d'un plasma cellulaire, commence vers la périphérie et ne s'étend que plus tard vers les parties centrales du sporange. Si l'opinion de l'auteur est exacte, c'est-à-dire si les noyaux libres (comme ceux entourés de plasma cellulaire) appartiennent à la même génération, il faut reconnaître que la formation des cellules à protoplasma nu s'accompagne d'une diminution de taille et d'une condensation du noyau de la cellule.

Le plasma du sporange qui subsiste entre les noyaux et les cellules est peu abondant et, sans doute pour ce motif, présente une structure filamenteuse.

Ces cellules nues se transforment-elles directement en spore ou bien donnent-elles par division naissance aux spores (ainsi que c'est le cas chez le *Taphridium Algeriense*)? C'est ce que l'auteur n'a pu élucider.

A un stade ultérieur (fig. 5, pl. CCXXVIII), on trouve le sporange rempli de spores. Elles sont d'abord brièvement ellipsoïdes: plus tard, l'une des extrémités s'allonge pour former une partie plus étroite. Elles contiennent toujours un noyau. A peine si l'on trouve entre les spores quelques restes de plasma; mais il existe un mince revêtement de plasma contre la paroi intérieure du sporange. L'on ne trouve plus aucun noyau libre, soit dans ce plasma, soit dans aucune autre partie du sporange.

Les auteurs, qui ont précédemment décrit cette espèce, soutiennent que les spores donnent naissance à des conidies et cela sur place, dans l'intérieur du sporange. L'auteur n'a jamais rien observé de pareil, et il pense que c'est cette observation inexacte qui a fait rattacher cette espèce au genre *Taphrina*.

Par contre, les spores qui sont restées après les autres dans l'intérieur du sporange alors qu'il a éclaté, subissent un autre changement; elles augmentent considérablement de grosseur sans changer notablement de forme. L'auteur n'a pas observé de fusion entre les spores dans cette espèce.

Taphridium. Lagerh. et Juel (n. gen).

Hyphes fertiles rampant sous l'épiderme de la face supérieure, formant une couche de sporanges, à la fin presque ininterrompue. Sporanges globuleux ou brièvement ellipsoïdes, non hibernants, pourvus d'une paroi plus ou moins épaissie, mais cependant non indurée, et projetant en éclatant de très nombreuses spores ovoïdes.

I. Taphridium. Umbelliferarum (Rostr.) Lagerh. et Juel.

Syn. *Taphrina Umbelliferarum* Sadebeck.
Taphrina Oreoselini Massalongo.

Membrane du sporange unie, très épaisse, double, à couche intermédiaire tombant en deliquium; l'oospore, en se rompant, comprime et expulse l'endospore qui reste fermé et renferme les spores. Sporanges longs de 45-75 μ, larges de 30-60 μ. Spores longues de 2 à 7 μ, larges de 1 à 4 μ.

Sur les feuilles des *Heracleum Sphondilium*, *Sibiricum* et *montanum*, des *Peucedanum palustre* et *Oreoselinum*, en Suède, en Danemarck, dans le sud de l'Allemagne, en Suisse et dans le nord de l'Italie.

II. Taphridium Algeriense Juel.

Membrane du sporange plus mince et restant sans doute en place pour évacuer les spores; épaisse de 2,5μ, simple (?) Sporanges longs de 65-80 μ, larges de 55-60 μ. Spores longues de 4 μ, larges de 2 μ.

Sur les feuilles du *Ferula communis*, en Algérie.

L'une et l'autre espèce ont un mycélium vivace persistant dans les tissus de la plante hospitalière. En effet, les plus jeunes feuilles sont attaquées avant même de s'être déployées.

Voici les principaux traits de ressemblance qui existent entre nos deux espèces de *Taphridium* et les deux espèces connues de *Protomyces* : *P. macrosporus* et *P. Bellidis*.

Chez les espèces du genre *Protomyces*, le mycélium croît dans l'intérieur des tissus de l'hôte et les sporanges se forment dans des cellules intercalaires. Ils peuvent former un chapelet ininterrompu ou

être séparés par des articles stériles. Ce mode de formation est le même que dans le genre *Taphridium*; la seule différence, c'est que le mycélium se différencie, dans ce dernier genre, en hyphes stériles et en hyphes fertiles, celles-ci se localisant sous l'épiderme.

Les cellules chez les *Protomyces* contiennent chacune plusieurs noyaux; il en est de même, dès le début, du sporange du *Taphridium*.

Le fait que l'enveloppe du sporange, dans le *Taphridium Umbelliferarum*, se sépare en deux couches et que l'endospore constitue un sac fermé qui s'échappe de l'exospore, constitue un trait de ressemblance frappant avec la chlamydospore des *Protomyces*. Si chez le *T. Umbelliferarum* l'épaississement de la paroi est moindre que chez les *Protomyces*, cela tient évidemment à ce que le sporange n'a pas à faire ici l'office d'une spore durable, hibernante. Le *T. Algeriense* constitue, sous ce rapport, un degré encore plus éloigné des *Protomyces*; car ici l'épaississement de la paroi est encore plus faible et elle n'offre pas de dédoublement.

Aussi bien dans le genre *Taphridium* que dans le genre *Protomyces*, le sporange contient de nombreuses spores et aucune d'elles ne développe de conidies dans l'intérieur du sporange.

L'on a obsevé que les spores de *Protomyces* pouvaient se fusionner par paire ; M. Juel a fait la même observation sur le *T. Algeriense*.

Explication des planches CCXXVIII. f. 1-13 et CCXXIX, f. 1-3, Gr. 1.350

I. *Taphridium Umbelliferarum*, Planche CCXXVIII, fig. 1 à 6.

Fig. 1. — Coupe d'une feuille d'ombellifère, contenant le parasite à son premier stade de développement (coupe perpendiculaire à la surface de la feuille), gr. 700.
e) cellules épidermiques de la face supérieure de la feuille.
p) cellules en palissade.
h) hyphes végétative.
s) hyphes fertiles (première ébauche des sporanges).

Fig. 2. — Jeune sporange entouré par les cellules de la plante hospitalière. La paroi fortement épaissie s'est divisée en deux feuillets, dont l'externe adhère aux cellules environnantes. Les noyaux sont déjà très gros et montrent des filaments de chromatine. Le plasma a la forme d'un réseau à mailles serrées.

Fig. 3. — Sporange dans lequel les noyaux entrent simultanément en division. Le plasma est finement floconneux avec de grosses vacuoles.

Fig. 4. — Sporange dans lequel il s'est produit une formation de cellules; on aperçoit ces cellules rondes, nues et libres; elles présentent de petits noyaux; à côté on voit des noyaux libres, plus gros. Entre eux on voit des filaments allant des uns aux autres.

Fig. 5. — Partie supérieure d'un sporange presque mûr contenant des spores.

Fig. 6. — Spores d'un sporange éclaté, montrant les phases successives de leur développement.

II. *Taphridium Algeriense.*

Planche CCXXVIII, figures 7 à 12, et planche CCXXIX, fig. 1 à 3.

Planche CCXXVIII, fig. 7 à 12.

Fig. 7. — Coupe perpendiculaire d'une très jeune feuille, dans l'acide lactique; on voit les *hyphes stériles* situées dans l'intérieur du parenchyme, ainsi qu'au-dessous de la couche des cellules palissadiques et les *hyphes fertiles* situées au-dessus de la couche palissadique et auxquelles se relient les hyphes stériles par des prolongements qui traversent la couche palissadique. Gr. = 220.

Fig. 8. — Jeune stade de développement (coupe perpendiculaire à la surface de la feuille : on distingue, *en haut*, une rangée de cellules de l'épiderme; *en bas* une rangée de cellules en palissade; *au milieu*, une rangée de sporanges.

Fig. 9. — Jeune sporange avec de petits noyaux et une mince paroi, accompagné de quelques cellules végétatives (hyphes stériles) du parasite.

Fig. 10. — Partie d'un sporange ayant déjà sa paroi épaissie, un plasma à mailles serrées et d'assez gros noyaux dans l'intérieur desquels on distingue un filament de chromatine.

Fig. 11. — Stade plus avancé. A la périphérie, des noyaux dans une couche de plasma dense; à l'intérieur, un plasma dépourvu de noyaux et offrant de grosses vacuoles.

Fig. 12. — Partie de sporange; les noyaux disposés à la périphérie ont donné naissance à une couche de cellules nues qui plus tard, en se divisant, engendreront des spores (*Sporenmutterzellen*).

Planche CCXXIX, fig. 1 à 3.

Fig. 1. — Sporange dans lequel les cellules précédentes ont produit par division de petites cellules nues qui sont de jeunes spores.

Fig. 2. — Stade plus avancé, spores plus grosses, dont on distingue la paroi et le noyau.

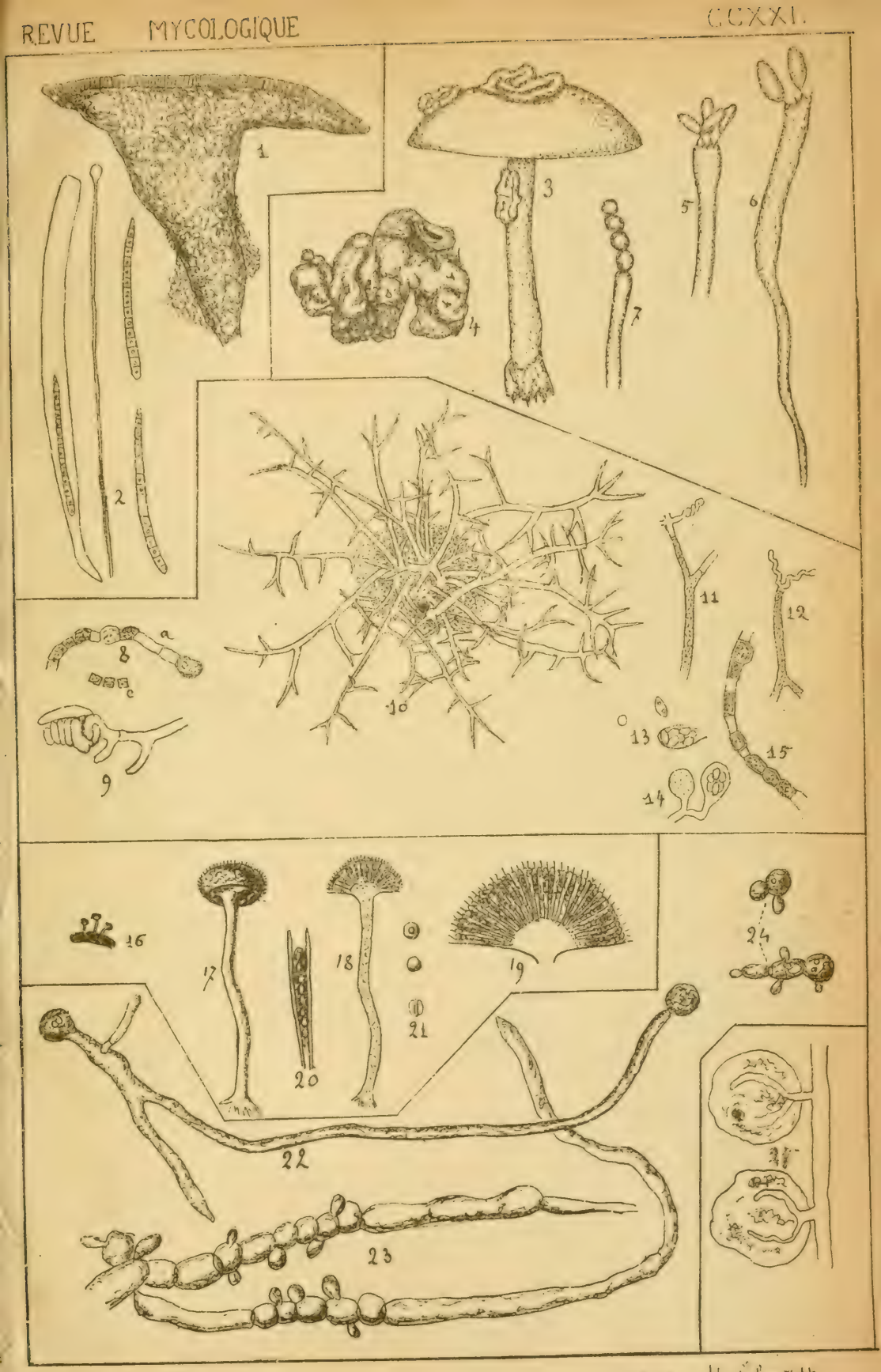
Fig. 3. — Spores d'un sporange éclaté : spore non encore modifiée et paires de spores en train de se fusionner.

Dumée et Maire. — **Remarques sur les urédospores de Puccinia Pruni** Pers. (*Bull. Soc., myc.*, XVII, 308).

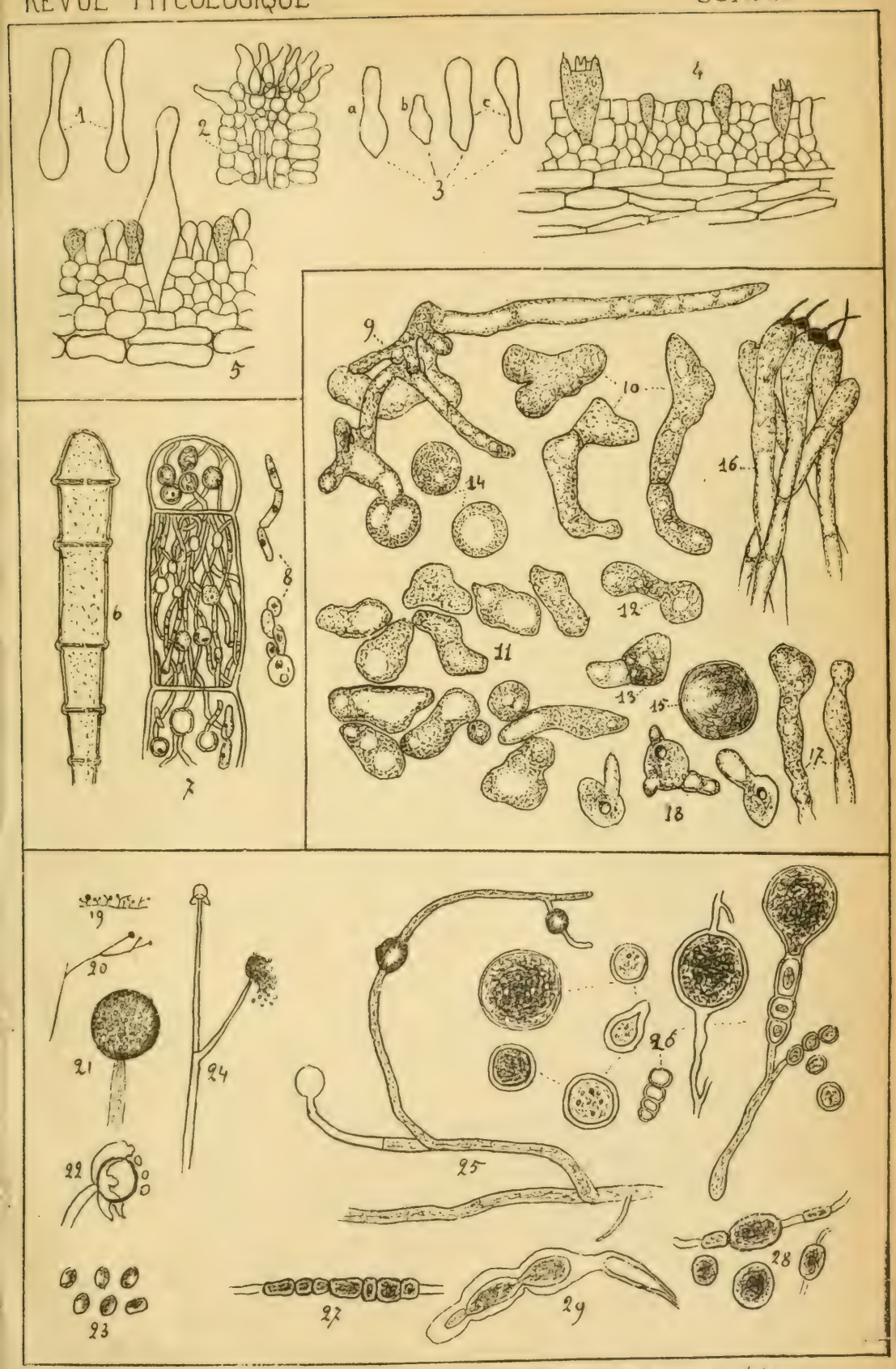
A côté des urédospores typiques, on trouve dans les mêmes sores : 1° *des paraphyses* qui ne sont autres que des spores avortées, car on rencontre tous les intermédiaires entre la paraphyse franche et la spore avortée; 2° *des urédospores téleutosporiformes* qui ont un sommet épaissi.

Le Gérant, C. Roumeguère.

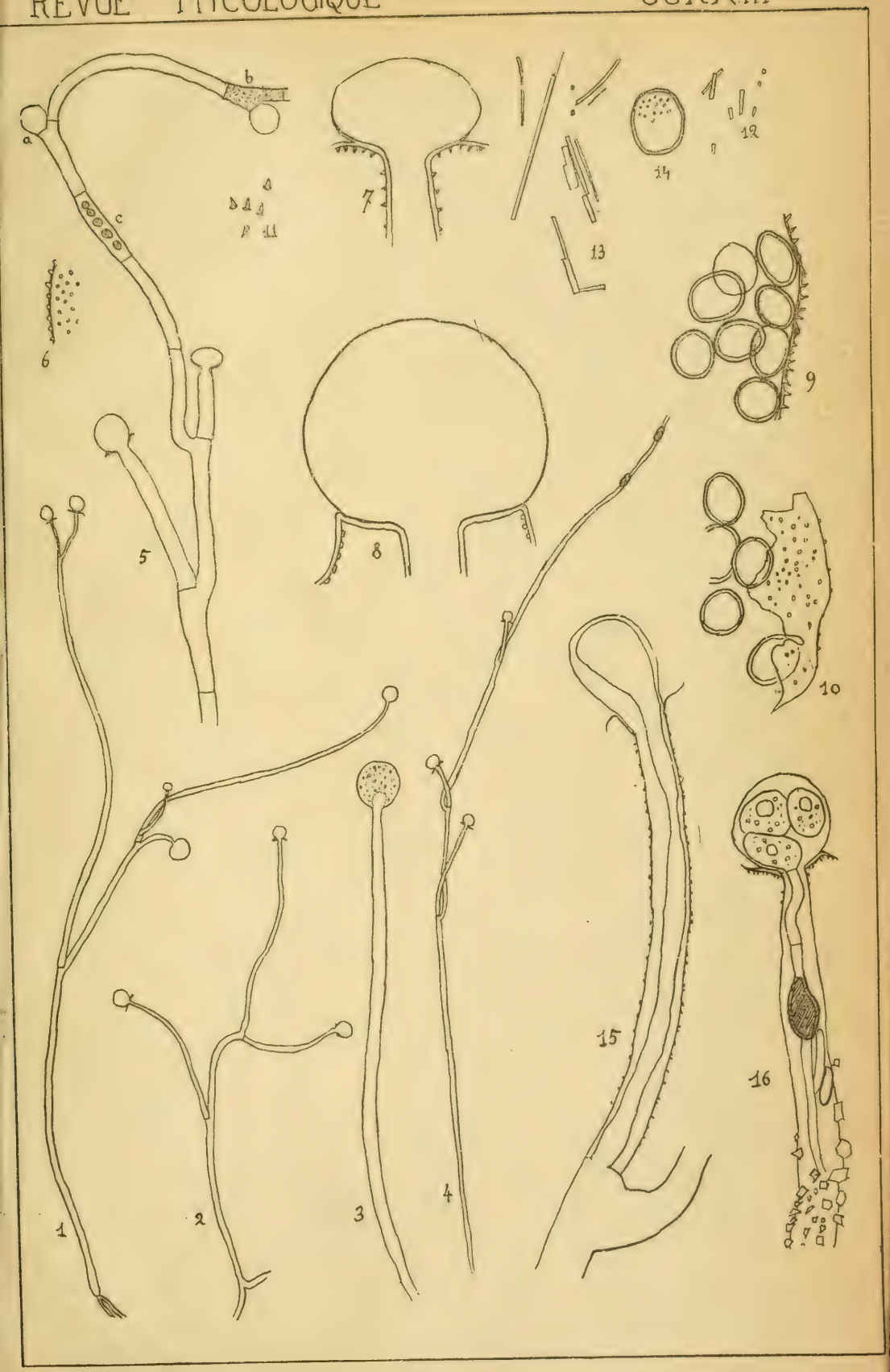
Toulouse. — Imprimerie MARQUÉS et Cie, boulevard de Strasbourg, 22.



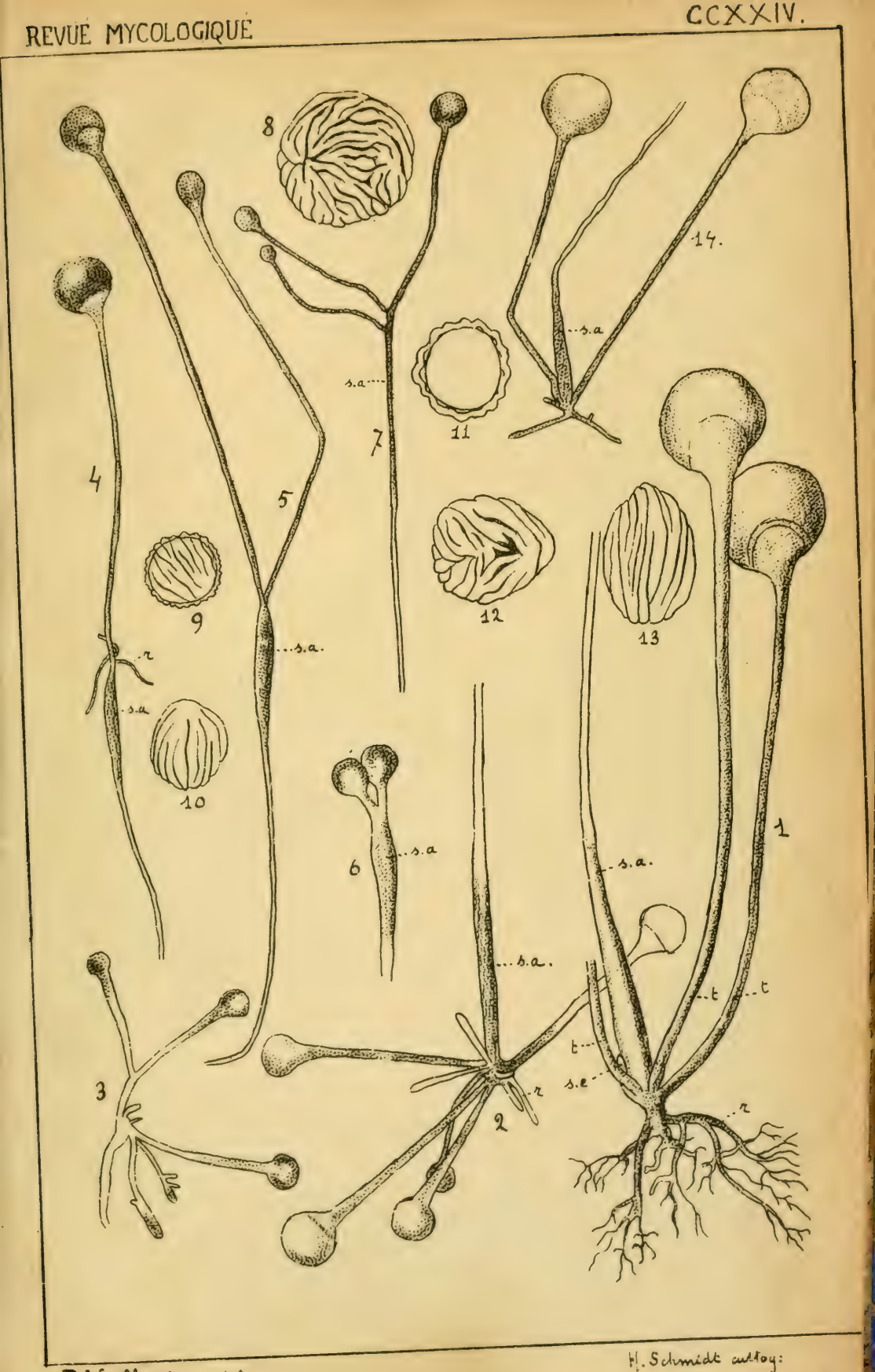
autogr: H. Schmidt.



autor: H. Schmidt.

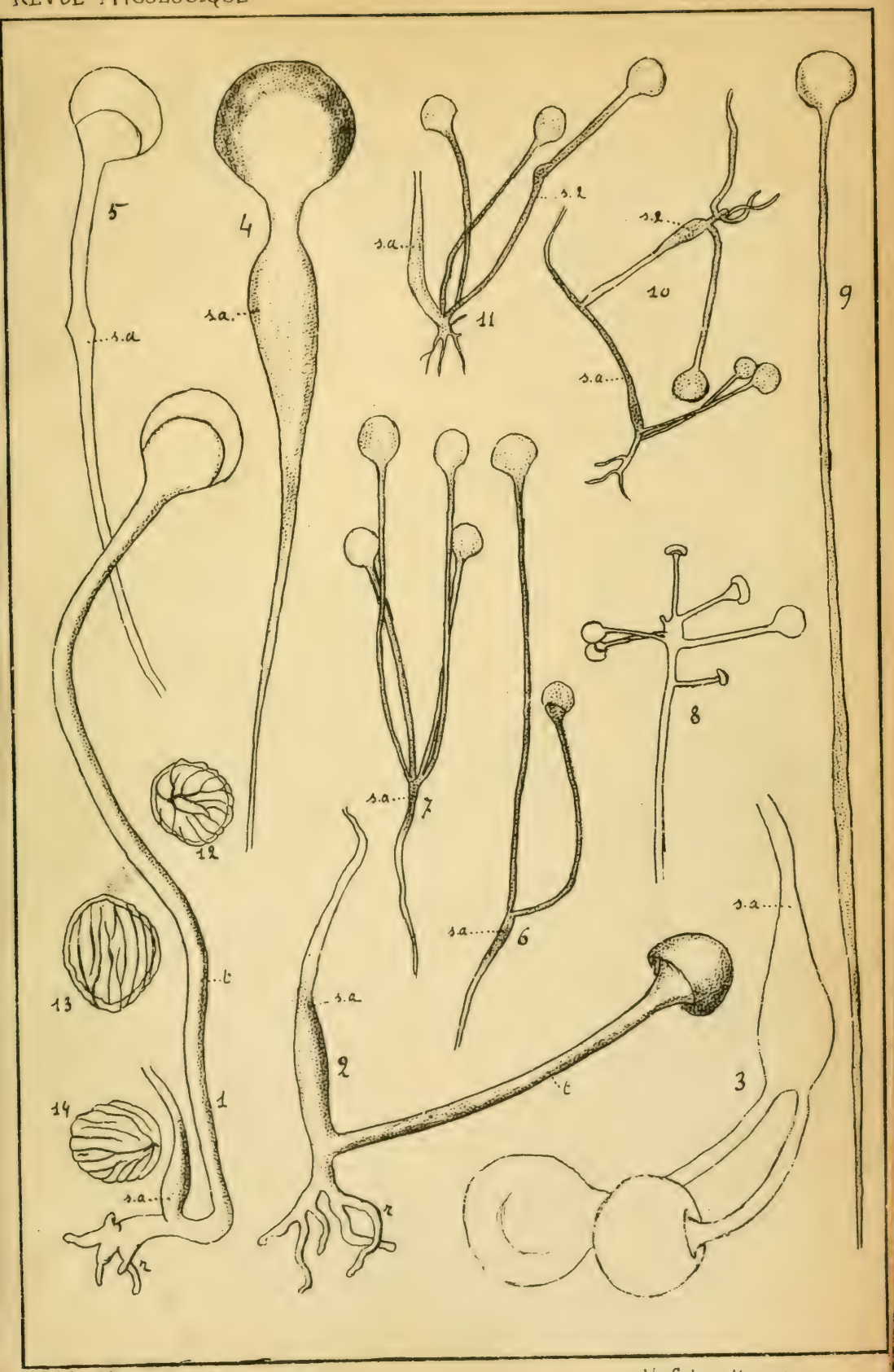


autogr: H. Schmidt.

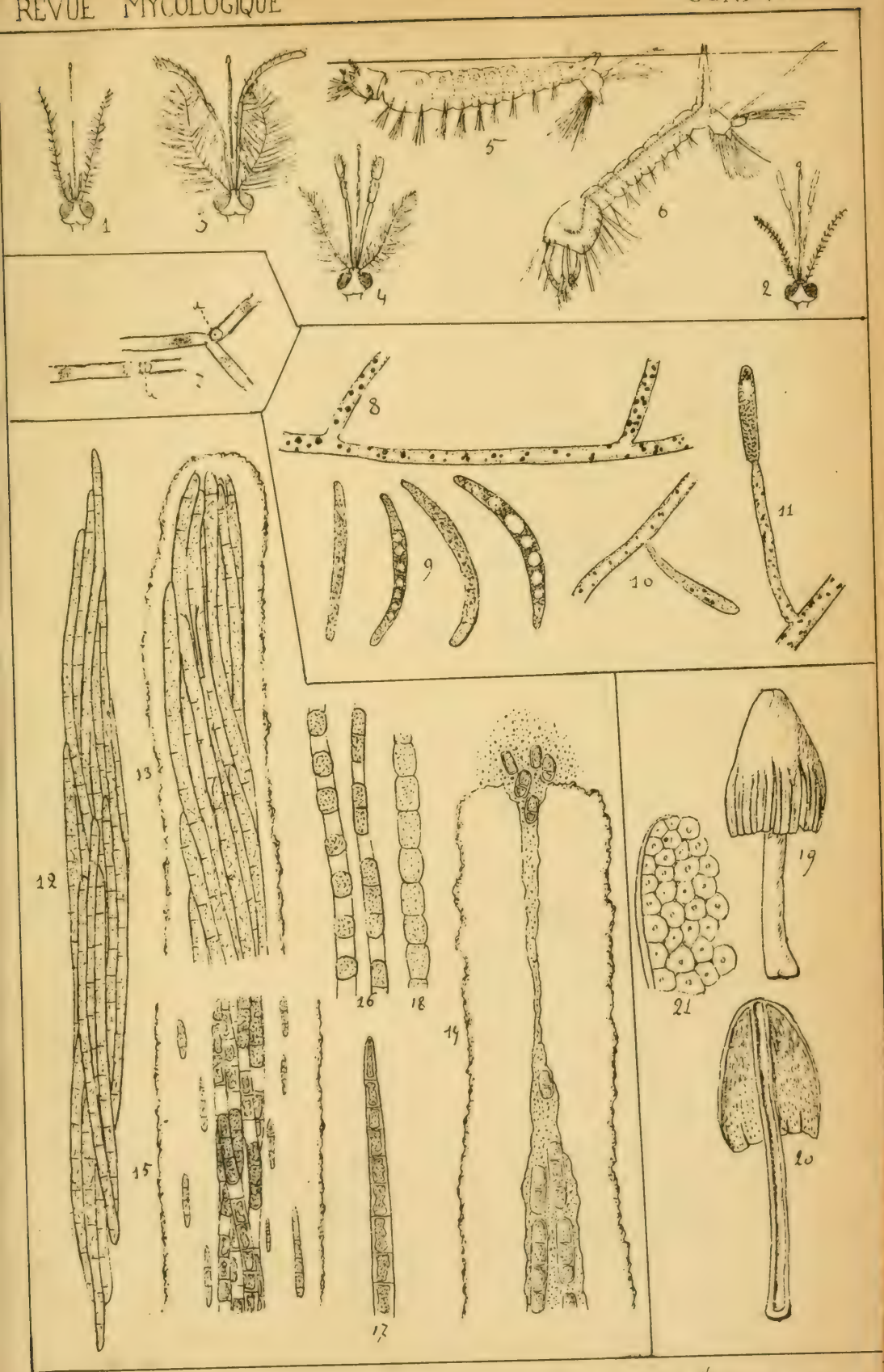


P. Vuillemin del.

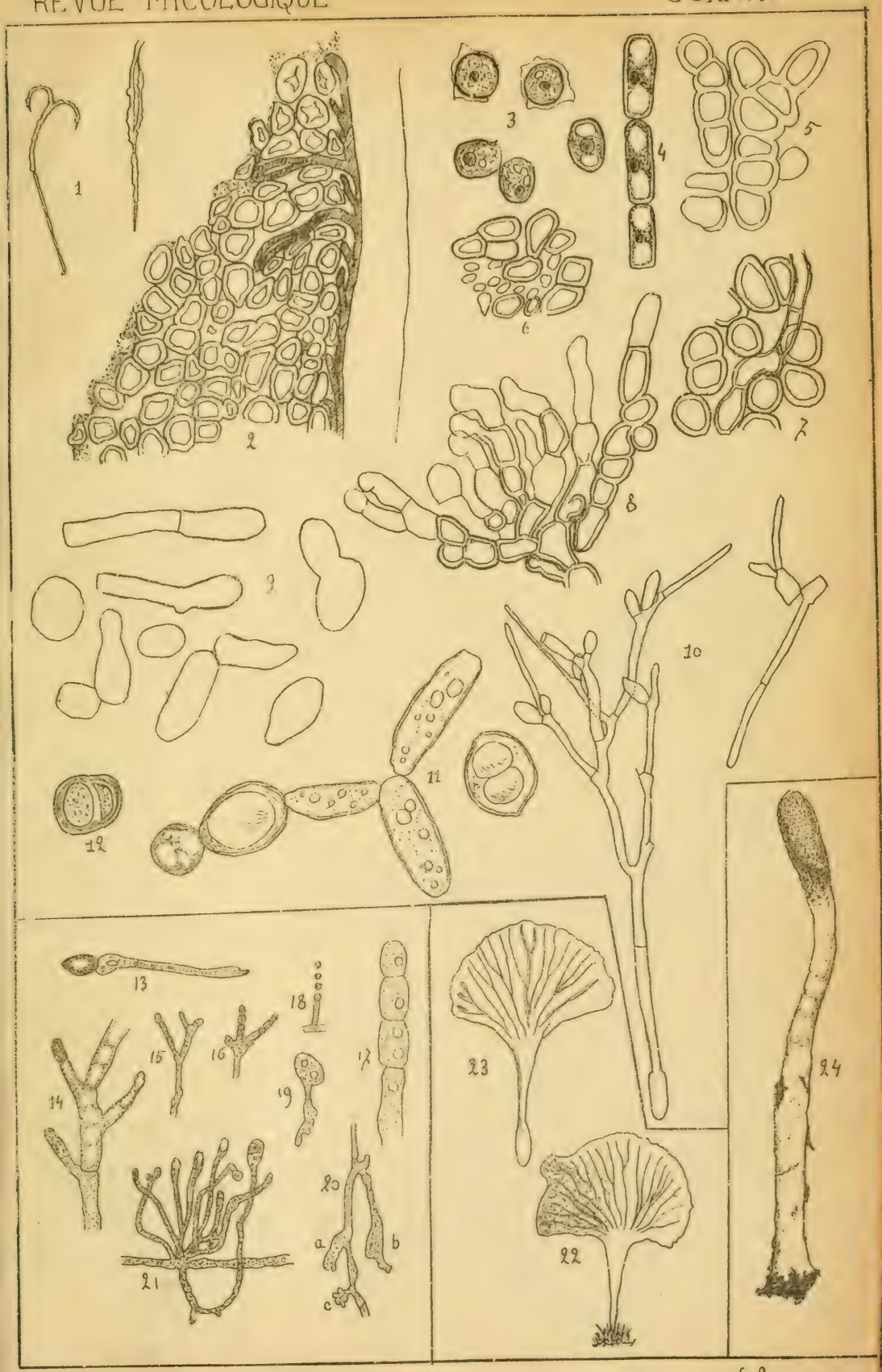
H. Schmidt autog.



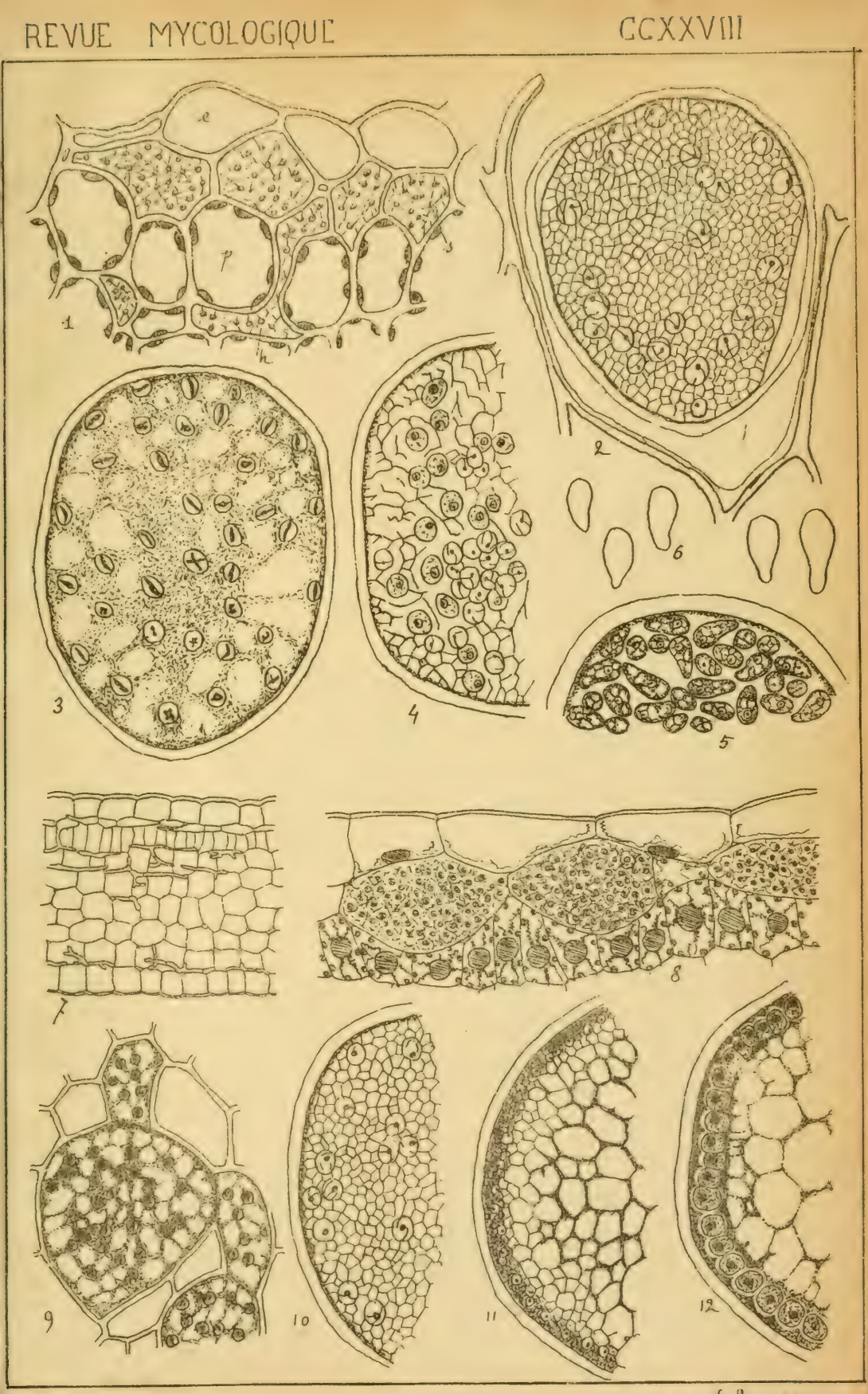
P. Vuillemin. del. H. Schmidt autog:



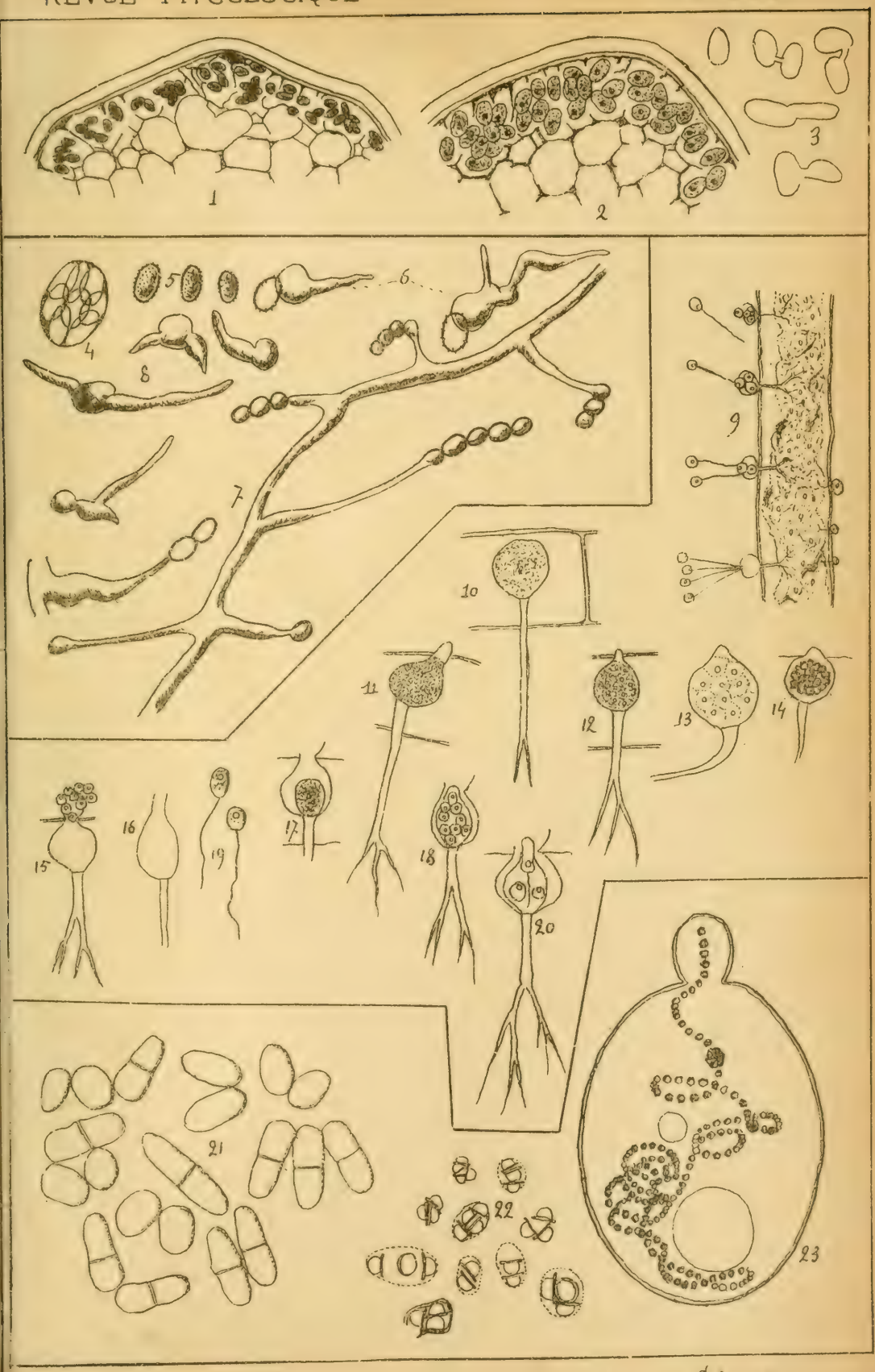
autogr: H. Schmidt.



autogr: H. Schmidt



autogr: H. Schmidt



autogr: H. Schmidt.